

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

جامعة 20 اوت 1955- سكيكدة

UNIVERSITE 20 AOUT 1955- SKIKDA



Faculté des Sciences

Département des Sciences Agronomique

Mémoire Présenté en Vue de l'Obtention du Diplôme de Master

Filière : Sciences Agronomiques

Spécialité : Amélioration de plantes

Intitulé :

**Modélisation De La Rhizogenèse Et La Croissance Du
Biomasse Aérienne chez Une Culture In Vitro De
Quelques *Fabaceae***

Présenté Par :

- BOUGHAZI MOHAMED SALAH
- DANI HEYTHEM

Membre de Jury:

Mme. Larbi Djamila (MCB)	Président	Univ. du 20 Août 1955 – Skikda
Mr. Hannachi Abdelhakim (MCA)	Encadreur	Univ. du 20 Août 1955 – Skikda
Mme Ghouar.Wassila (MCA)	Examineur	Univ. du 20 Août 1955 – Skikda
Mr Aouzal Badis (Doctorant)	co-encadreur	Univ. du 20 Août 1955 – Skikda

Année universitaire 2022 /2023

الإهداء

"ولسوف يعطيك ربك فترضى"

المهد لله الذى ماتم جهد ولاختم سعى إلا بفضله وما تطفى

العبد من عقبات وصعوبات إلا بتوفيقه ومعونته

من قال أنا لها نالها وأنا لها وإن أتت رغما عنها أتيت بها

إلى الأيادى الطاهرة التى أزالت من طريقى أشواك الفشل..

إلى من ساندنى بكل هب عند ضعفى

إلى من رسه لى المستقبل بخطوط من الثقة والحب إليكم عائلتى...

أهدى فرمه تخرجى إلى تلك الإنسانة العظيمة التى طالها تمت ان

تقر عينها برؤيتى فى يوم كهذا إلى..

أمى

وإلى من كلل العرق جبينه وعلمنى أن النجاع لا يأتى إلا بالصبر

والإصرار... أبى

إلى روجه الطاهرة طيب القلب لطيف المعشر خالى مهب الفاتح

رحمه الله

إلى إخوانى وسندى وعزوتى فى هذه الميأه بعد الله سبحانه

وتعالى أذى عبد الرحمان وعلاء الدين

وإلى أختى الغالية فيها العطف والحنان والمرص والأمان مريم

وإلى أبنائها براعم العائلة أنس وزياد

والى ابن خالتى رفيق دربى مهب لزهر والى كل ما ساندنى ولو

بكلبه تزيع عنى تعب المسيره...

المهد لله على ماتبقى وعلى ما هو آت المهد لله دائها وأبدأ

Dédicace

Je tien tout d'abord a remercié Allah pour m'avoir donné la force pour réaliser ce
mémoire de fin d'étude et d'avoir entamé la fin de mon parcours de master

Je remercie ma mère, la joie de ma vie qui m'a donné le courage et toujours

Soutenue ; durant les moments les plus pénibles durant ce long chemin

À la mémoire de mon cher père Mohamed El Fatah , ma sœur Djana Khadidja et mon
grand-père Ahmed Boulçane

A ma chère sœur : Sirine

A mes chers grands parents Ahmed , Zina , Leila

A mes tentes et oncles

Dani Saliha, Warda, Hafida, Fatima, Rachida, Abdeldjebar, Abdekayoum,

Nour El Houda, Zinedine

Boulçane Kamel , Saida , Abdelghani , Samira , Aida , Fouad , Sabrina , Soulef ,
Mohamed

A mes chers cousins et cousines

Sahli Badia ,Boughazi, Meriem , mohamed , abdrahmane , Dani lazhar , Maroua

A mes amis badis hani ,amar, mounir , ramzi , fares ,oussama

DANI HEYTHEM

Table des matières

RESUME

LISTE DES FIGURES

LISTE DES TABLEAUX

INTRODUCTION GENERALE

INTRODUCTION GENERALE..... 1

CHAPITRE I : GENERALITIES SUR LES FABACEAE

I.1 Présentation des légumineuses.....	2
I.2 Répartition géographique.....	2
I.3 Position systématique.....	3
I.4 Description botanique	3
I.5 Diversité.....	4
I.6 Importance des légumineuses	4
I.6.1 Intérêt agronomique	4
I.6.2 Intérêt environnementale.....	5
I.6.3 Intérêt alimentaire	5
I.7 Présentation de la lentille	6
I.7.1 Généralités sur les lentilles	6
I.7.2 Description botanique	6
I.8. Présentation de la fève	7
I.8.1 Généralités sur les fèves.....	7
I.8.2 Description botanique de <i>Vicia faba</i>	7
.....	7
I.9. Présentation du pois chiche.....	9
I.9.1 Description botanique	9
I.10 Présentation des Haricots	10
I.10.1 généralistes sur les haricots.....	11
I.10.2 Description botanique de la plante	11
I.11 Présentation du petit pois	13
I.11.1 généralités sur les petits pois.....	13
I.11.2 Description de la plante.....	13

I.11.3 Système racinaire	14
I.11.4 Feuille et tige.....	15
I.11.5 Fleur et fruit	15

CHAPITRE II : GENERALITE SUR MODELISATION DE LA CROISSANCE CHEZ LES CULTURES

II.1 Contexte et enjeux	17
II.2 Les modèles de culture	17
II.2.1 Généralités sur les modèles de culture.....	17
II.2.2 Typologie des modèles	17
II.3 Concept d'un modèle et sa mise en œuvre	19
II.4 Les avantages des modèles.....	20
II.5 Objectif du modèle de culture	20
II.6 Comment aboutir à un modèle de culture(s) complet décrivant un fonctionnement du système climat-plante- sol ?	21
II.7 Les Modèles de croissance de plante	22
II.7.1. Modèle Green lab.	22
II.7.1.1. Définition.....	22
II.7.1.2. Ecriture simplifiée du système	25
II.7.1.3 Organogenèse	26
II.7.1.3.1. Éléments constitutifs de la plante	26
II.7.1.3.2 Photosynthèse	27
II.7.1.4 Morphogènes	27
II.7.1.4.1 Dimensions des organes	27
II.7.2. Le modèle PBM et FSPM.....	27
II.8 L'analyse ANOVA.....	30
II.9. Exemple des modèles des cultures et leur utilisation	31
II.10 La culture in vitro	32
II.10.1 Définition.....	32
II.10.2 Historique et fondement de la culture in vitro	33
II.10.2.1 Historique	33
II.10.2.2 Fondement	34
II.11 Les applications de la culture in vitro.....	34

II.11.1- Le sauvetage d'embryons	34
II.11.2 La micro propagation.....	34
II.11.2.1 Cultures de méristèmes	35
II.11.2.2 Organogenèse	36
II.11.2.3 Embryogénèse somatique	37
II.11.3 La production de plantes haploïdes	37
II.11.4 Culture et fusion des protoplastes.....	37
II.11.5 La variation soma clonale et la culture in vitro	38
II.12 Les bénéfices de la culture in vitro	38
II.12.1 Collection de génotypes et état physiologique du matériel conservé.....	38
II.12.2 Obtention de matériels indemnes de maladies	39
II.12.3-Développement de méthodes de production de plants	39
II.12.4 La culture in vitro au service de l'amélioration variétale.....	39
II.13 Les problèmes liés à la culture in vitro	40
II.13.1 La vitrification	40
II.13.2 La perte de caractères intéressants.....	40
II.13.3 Problèmes inhérents à la technique	40
II.13.3.1 L'asepsie.....	40
II.13.3.2 L'acclimatation	40
II.13.3.3 L'apparition d'anomalies génétiques	41
II.14 Les facteurs influençant la culture in vitro	41
II.15 Les avantages de la culture in vitro	42

CHAPITRE III : CHAPITRE III.MATERIEL ET METHODE

III.1 Site d'expérimentation	43
III.2 Matériel utilisée.....	43
III.2.1. Matériel de laboratoire	43
III.2.2 Les substrats	43
III.2.3 Matériel végétal.....	43
III.2.3.1. Caractéristique des variétés	44
III.3 Méthode.....	45
III.3.1 Conduite de l'expérience	45
III.3.2. Le protocole expérimental.....	45

III.4 Les facteurs étudiés	47
III.5 Analyse des données	47

CHAPITRE IV : RESULTATS ET DISCUSSION

IV.1. Résultat.....	48
IV.2 Observation sur la longueur des racines	48
IV.3 Observation sur le nombre des racines	48
IV.4 Observation sur le nombre des feuilles	49
IV.5 Observation sur la longueur des Tiges	49
IV.6 Observation sur les poids des plantes	50
IV.7Analyse des résultats.....	50
IV.7.1 La longueur des racines.....	50
IV.7.2 Le nombre de feuille	52
IV.7.3 Poids de la plante	54
IV.7.4 La longueur des tiges	56
IV.7.5 Le nombre des racines.....	58
IV.8 Discussion	61
IV.8.1 Rhizogenèse	61
IV.8.2 Biomasse aérienne.....	63
IV.9 L'analyse de variance de résultats.....	65
IV.10 Etude mathématiques et numérique du modèle	66
IV.10.1 Biomasse aérienne.....	66
IV.10.2 Rhizogenèse	68
IV.11 Conclusion.	70

Liste des tableaux

Tableau I.1 : Dénombrements de genres et espèces des Fabacées recensés au niveau mondial et en Algérie	2
Tableau II.1 : Présentation de certains modèles de cultures utilisés en sciences agronomique	19
Tableau IV.1 : La longueur moyenne des racines de la 1 ^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation	51
Tableau IV.2 : La longueur moyenne des racines de la 2 ^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation	51
Tableau IV.3 : La longueur moyenne des racines de la 3 ^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation	52
Tableau IV.4 : Le nombre des feuilles dans la 1 ^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation	53
Tableau IV.5 : Le nombre de feuilles dans la 2 ^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation	53
Tableau IV.6 : Les nombres des feuilles dans la 3 ^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation	54
Tableau IV.7 : Le poids de la plante dans la 1 ^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation	55
Tableau IV.8 : Le poids de la plante dans la 2 ^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation	55
Tableau IV.9 : Le poids de la plante dans la 3 ^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation	56
Tableau IV.10 : La longueur des tiges dans la 1 ^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation	57
Tableau IV.11 : La longueur des tiges dans la 2 ^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation	57

Tableau IV.12 : La longueur des tiges dans la 3 ^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d l'expérimentation	58
Tableau IV.13 : Les nombres de racines dans la 1 ^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d l'expérimentation	59
Tableau IV.14 : Le nombre des racines dans la 2 ^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d l'expérimentation	59
Tableau IV.15 : Les nombres des racines dans la 3 ^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d l'expérimentation	60
Tableau IV.16 : Analyse de la variance de la longueur des racines.....	65
Tableau IV.17 : Analyse de la variance de nombre des racines	65
Tableau IV.18 : Analyse de la variance de nombre des feuilles.....	65
Tableau IV.19 : Analyse de la variance de la longueur des tiges	66
Tableau IV.20 : Analyse de la variance de poids de plantes	66

Liste des figures

Figure I.1 : Morphologie d'une plante de lentille	8
Figure I.2 : différentes parties de la fève	10
Figure I.3 : Morphologie du pois chiche.....	11
Figure I.4 : Description de la plante du Haricot	14
Figure I.5 : Port générale de petit pois	14
Figure I.6 : Système racinaire du petit pois	15
Figure I.7 : Feuille et tige du petit pois.....	15
Figure I.8 : fleur et fruit du petit pois.....	16
Figure II.1 : Relations taux d'organogenèse et temps thermique fève	24
Figure II.2: fonctionnement de la plante au cycle n.....	25
Figure II.3 : Relation entre la masse et la surface pour les feuilles	27
Figure II.4 : Déroulement d'un cycle	29
Figure III.1 : Les matériels utilisé dans le laboratoire	44
Figure III.2 : Les grains de légumineuse	45
Figure III.3: Les germes des graines des légumineuses.....	46
Photo III.4 : Installation des légumineuses dans les pots	47
Figure IV.1 : Les longueurs des racines	48
Figure IV.2 : Les nombres des racines	49
Figure IV.3 : Les nombres des feuilles.....	49
Figure IV.4 : Les longueurs des tiges.....	50
Figure IV.5 : Les poids des plantes	50
Figure IV.6 : la longueur et le nombres des racines respectivement pour les espèces fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche (eau de robinet)	62
Figure IV.7 : la longueur de tige et le nombres des feuilles respectivement pour les es pèces fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche (eau de robinet)	64

Figure IV.8 : production de biomasse aérienne : croissance (wallach et al,2005).....	67
Figure IV.9 : système dynamique de la croissance des plante (wallach et al,2005).....	67
Figure IV.10 : système dynamique de la croissance des plante (wallach et al,2005).....	68
Figure IV.11 : système dynamique de croissance de la culture de <i>fabaceae</i>	69

..

LISTE D'ABREVIATION ET SIGLES

APSIM : Agricultural Production System Immola Tor

CERES: Crop Environment throw Resource Estimation Synthesis

FOA: Food and Agriculture Organizations

FAOSTAT: Food and Agriculture Organization of The United Nation

FSPM : fonctionnel-structural plant model

ITCMI : institut Technique Cultures Maraîchères Industrielles

INRA : Institut National de la Recherche Agronomique.

PH : potentielle hydrogène.

Q/ha : : quintaine / hectare.

UNIP : Union Nationale Interprofessionnelle Plantes

PBM : Process-Base Modèle

STICS : Simulateur multidisciplinaire pour les Cultures Standard

Résumé

Le développement de l'agriculture a conduit à la découverte de techniques modernes dans le domaine agricole pour améliorer la quantité et la qualité du produit. Parmi ces techniques figure la modélisation numérique, qui repose sur la formation d'un ensemble des relations mathématiques décrivant un phénomène végétal. Tels que la croissance des plantes (l'apparition des feuilles, phytomère), Les modèles agricoles sont réalisés par des méthodes pédagogiques simples, des méthodes de recherche et des méthodes de contrôle des plantes. Nous avons fait une expérience sur six (06) espèces des plantes de légumineuse et étudié leur croissance pendant 30 jours dans un milieu hydroponique (l'eau du robinet seul). L'étude a été menée dans le laboratoire de chimie du sol à l'université 20 août 1955 à Skikda, Les graines ont été mises à germer dans des boîtes de Pétri dans un milieu humide constitué de (papier absorbant + eau du robinet).

Les résultats recueillis à travers cette étude montrent l'existence d'une variabilité phénotypique interspécifique notable pour l'ensemble des caractères étudiés basé sur un **modèle exponentiel**. Les espèces ont utilisé pratiquement les mêmes stratégies de réponses aux conditions de la culture hydroponique de notre expérimentation (eau de robinet) mais avec des degrés différents. Les plantes ont présenté un bon développement racinaire et une biomasse aérienne importante, ce qui signifie l'adaptation et la réussite des *Fabaceae* à la culture hydroponique. Donc cette réussite uniquement avec de l'eau de robinet nous mène à prévoir d'obtenir des résultats meilleurs en ajoutant des apports nutritifs solubles.

Mots clés : Modélisation, Rhizogénèse, Croissance, Biomasse aérienne, Culture in vitro, *Fabaceae*.

Abstract

The development of agriculture has led to the discovery of modern techniques in the agricultural field to improve the quantity and quality of the produce. Among these techniques is digital modeling, which is based on the formation of a set of mathematical relationships describing a plant phenomenon. For example, plant growth (leaf appearance, phytomer). Agricultural models are created using simple pedagogical methods, research methods, and plant control methods. We conducted an experiment on six (06) legume plant species and studied their growth for 30 days in a hydroponic medium (tap water only). The study was conducted in the soil chemistry laboratory at the 20th of August 1955 University in Skikda. The seeds were germinated in Petri dishes in a moist environment consisting of absorbent paper and tap water. The results obtained from this study show the existence of significant inter-specific genotypic variability for all the studied characteristics based on an exponential model. The species practically used the same response strategies to the hydroponic culture conditions of our experimentation (tap water), but with different degrees. The plants showed good root development and significant above-ground biomass, indicating the adaptation and success of Fabaceae in hydroponic culture. Therefore, this success with tap water alone leads us to anticipate better results by adding soluble nutrient inputs.

Key words: Modeling, Rhizogenesis, Growth, Above-ground Biomass, In vitro Culture, Fabaceae.

ملخص

تطوير الزراعة أدى إلى اكتشاف تقنيات حديثة في مجال الزراعة لتحسين كمية وجودة المنتجات. ومن بين هذه التقنيات التصميم الرقمي، الذي يستند إلى تكوين مجموعة من العلاقات الرياضية التي تصف ظاهرة نباتية، مثل نمو النباتات (ظهور الأوراق، وحدة النمو). يتم إنشاء نماذج زراعية باستخدام طرق تعليمية بسيطة وطرق بحثية وطرق لمراقبة النباتات. قمنا بإجراء تجربة على ستة أنواع من النباتات البقولية ودرسنا نموها لمدة 30 يومًا في وسط مائي بطريقة الزراعة المائية (ماء الحنفية فقط). تم إجراء الدراسة في مختبر كيمياء التربة في جامعة 20 أوت 1955 في سكيكدة. تم تنبيت البذور في صحنون بترري في بيئة رطبة تتألف من ورقة امتصاص وماء الحنفية.

تُظهر النتائج التي تم الحصول عليها من هذه الدراسة وجود تباين وراثي بين الأنواع المختلفة ذو أهمية ملحوظة لجميع الخصائص المدروسة بناءً على نموذج اسي. استخدمت الأنواع تقريباً استراتيجيات الاستجابة نفسها لظروف زراعة المائية في تجربتنا (الماء الحنفية) ولكن بدرجات مختلفة. أظهرت النباتات تطوراً جيداً للجذور وكتلة حيوية هوائية كبيرة، مما يشير إلى تكيف ونجاح البقوليات في زراعة المائية. لذا، يؤدي هذا النجاح باستخدام ماء الحنفية وحده، إلى توقع حصول نتائج أفضل عند إضافة مواد غذائية قابلة للذوبان.

الكلمات المفتاحية: النمذجة، التكون الجذري، النمو، الكتلة العضوية الهوائية، الزراعة المخبرية، البقوليات

INTRODUCTION GENERALE

Au fur et à mesure que la technologie se développait, des méthodes et des modèles mathématiques de simulation des cultures ont été introduits pour les améliorer et les prévoir.

La modélisation de la croissance des plantes est devenue une activité de recherche importante, en particulier dans les domaines de l'agriculture, de la foresterie et des sciences de l'environnement.

D'énormes progrès dans le développement de modèles de croissance des plantes au cours des deux dernières décennies grâce à des expériences entre biologistes, mathématiciens et informaticiens. L'utilisation d'une approche interdisciplinaire est nécessaire pour faire avancer la recherche en modélisation et simulation de la croissance des plantes, mais c'est de loin l'un des aspects les plus difficiles rencontrés. **(Hu et, Jaeger M.2003) (Fourcaud T, et, Zhang Z,2008.)**

Les légumineuses ont la capacité de s'adapter à différents modes de culture et de fixer l'azote de l'atmosphère dans le sol **(Layek et al., 2018)**. Donc notre sujet s'inscrit dans le cadre de la modélisation de la croissance rhizogénèse chez les Fabaceae. Nous avons fait une petite expérience, qui est la culture hydroponique des plantes Six espèces de légumineuses (fèves, haricots, petit pois, lentilles et pois chiches) au niveau du laboratoire de chimie des sols à fins de recherche Le phénomène de croissance et de développement et sa modélisation en fonction des moyennes dont nous disposons.

Dans le premier chapitre on parle sur des généralités sur les légumineuses et les variétés que nous les choisissons.

Dans le deuxième chapitre on prend des généralités sur les modèles de croissance des Fabaceae.

Dans le troisième chapitre on cite les matériels utilisés ainsi que la méthodologie des essais. Et enfin par le quatrième chapitre qui résume les résultats obtenus et leur discussion

Au fur et à mesure que la technologie se développait, des méthodes et des modèles mathématiques de simulation des cultures ont été introduits pour les améliorer et les prévoir.

La modélisation de la croissance des plantes est devenue une activité de recherche importante, en particulier dans les domaines de l'agriculture, de la foresterie et des sciences de l'environnement.

D'énormes progrès dans le développement de modèles de croissance des plantes au cours des deux dernières décennies grâce à des expériences entre biologistes, mathématiciens et informaticiens. L'utilisation d'une approche interdisciplinaire est nécessaire pour faire avancer la recherche en modélisation et simulation de la croissance des plantes, mais c'est de loin l'un des aspects les plus difficiles rencontrés. **(Hu et, Jaeger M.2003) (Fourcaud T, et, Zhang Z,2008.)**

Les légumineuses ont la capacité de s'adapter à différents modes de culture et de fixer l'azote de l'atmosphère dans le sol **(Layek et al., 2018)**. Donc notre sujet s'inscrit dans le cadre de la modélisation de la croissance rhizogénèse chez les Fabaceae. Nous avons fait une petite expérience, qui est la culture hydroponique des plantes Six espèces de légumineuses (fèves, haricots, petit pois, lentilles et pois chiches) au niveau du laboratoire de chimie des sols à fins de recherche Le phénomène de croissance et de développement et sa modélisation en fonction des moyennes dont nous disposons.

Dans le premier chapitre on parle sur des généralités sur les légumineuses et les variétés que nous les choisissons.

Dans le deuxième chapitre on prend des généralités sur les modèles de croissance des Fabaceae.

Dans le troisième chapitre on cite les matériels utilisés ainsi que la méthodologie des essais. Et enfin par le quatrième chapitre qui résume les résultats obtenus et leur discussion

I.1 Présentation des légumineuses

Les légumineuses constituent une immense famille de plantes dont le seul caractère commun est d'avoir un ovaire libre, constitué par seul carpelle qui donne un fruit appelé gousse ou légume (**Teggar N., 2015**).

La famille des Fabacées (ex. Légumineuses) est l'une des plus importantes du règne végétal (**Ozenda, 1991**), communément appelée fabales, comptent 750 genres et 20000 espèces environ, réparties sur une aire géographique diversifiée (**Cronk et al., 2006**). Dans l'Algérie on enregistre 53 genres et 339 espèces (**Quezel et Santa, 1962**).

Les Fabacées sont avec les Orchidacées et les Astéracées, les plus importants groupes de Spermaphytes. En fait, les spécialistes s'accordent à classer cette superfamille en trois groupes, certains font de l'ensemble de ces derniers une famille « Leguminosae où Fabale » et la divise en trois sous-familles « Cesalpinioideae, Mimosoideae et Papilionoideae = Faboideae » (**Spichiger et al., 2004 ; Marouf et Reynaud, 2007**). Les deux premières, les Césalpiniacées et Mimosacées regroupent surtout des buissons et des arbres tropicaux et subtropicaux comme : Mimosa, Acacia. La troisième, les Papilionacées compte globalement des plantes herbacées, cosmopolites, elle est particulièrement bien représentée dans les zones tempérées comme : trèfles, pois, haricots (**Quézel et Santa, 1962 ; Ozenda, 1991**). (**Tableau 01**)

Seul un nombre réduit des espèces sont utilisées dans l'alimentation humaine et animale, certaines sont des espèces médicinales et quelques-unes sont toxiques (**Velazquez et al., 2009**).

Les Fabacées avec 10000 espèces représentent d'ailleurs la plus grande partie des légumineuses. On y trouve des arbres, la plupart exotiques, voire des lianes, mais surtout de nombreuses espèces herbacées vivaces ou annuelles (**Guignard et al., 2004**). Ces légumineuses alimentaires tiennent une part très importante des travaux accomplis dans des domaines aussi divers que l'agronomie, la génétique, l'entomologie, la phytopathologie et la physiologie (**Baudoin et al., 2001**).

CHAPITRE I GENERALITES SUR LES FABACEAE

Tableau I.1 : Dénombrements de genres et espèces des Fabacées recensés au niveau mondial et en Algérie (Judd et al., 2002 ; Spichiger et al., 2004 ; Quézel et Santa., 1962)

Sous familles	Dans le monde				En Algérie	
	Judd et al. (2002)		Spichiger et al. (2004)		Quézel et Santa (1962)	
	Genres	Espèces	Genres	Espèces	Genres	Espèces
<i>Cesalpinioideae</i>	150	2700	150/180	2200/3000	2	3
<i>Mimosoideae</i>	40	2500	50/56	3000	2	6
<i>Papilionaceae</i> = <i>Faboideae</i>	429	12615	440/500	12000	49	330
Total	619	17815	17815	176000	53	339

Les légumineuses viennent en second lieu après les cultures céréalières (Ejigui et al., 2007 ; Paul et al., 2008). Elles sont principalement cultivées pour leur capacité à fixer l'azote atmosphérique, et pour rompre les successions céréalières préjudiciables aux rendements et aux productions à travers les assolements. (Hamadache et al., 1997). Beaucoup d'espèces sont cultivées pour leurs graines qui sont riches en amidon (Fève, Haricot, Lentille, Pois, Pois chiche), en huile (Arachide, Soja) ou en protéines (Fenugrec, Lupin, Soja) les trèfles, les luzernes, le sainfoin et le lotie servent à l'alimentation du bétail (Teggar N., 2015).

Les Fabacées ont la particularité de vivre en symbiose avec les bactéries installées dans des nodosités racinaires (ou plus rarement caulinaires) et assimilant l'azote atmosphérique (Marouf et Reynaud, 2007).

I.2 Répartition géographique

Le principal centre de la diversité des Fabacées est situé en Amérique du centre et du sud. D'autres centres de la diversité sont localisés également en Afrique et en Asie. En général, les Fabacées sont distribuées dans tous les biomes terrestres.

Leur répartition est cependant variable selon la sous-famille. Les Faboideae sont cosmopolites et se retrouvent presque dans tous les milieux du globe terrestre. Les Cesalpinioideae occupent surtout les régions tropicales et subtropicales de l'Amérique, de l'Afrique et de l'Asie. Les Mimosoideae dominent les régions tropicales et subtropicales,

colonisent aussi les zones arides et semi-arides de l'Afrique, de l'Amérique et de l'Australie (Ndayishimiye, 2011).

I.3 Position systématique

Les Légumineuses sont des plantes Eudicotylédones appartenant à l'ordre des Fabales, ordre appartenant à la famille des Fabacées (Zhu et al., 2005). En se basant sur la forme florale, les Fabacées sont divisées en trois sous-familles : Caesalpinoideae, les Mimosoideae et les Papilionoideae ou Faboideae (Doyle et Luckow, 2003 ; Guignard., 2005). Les Faboideae regroupent la plus grande diversité avec plus de 12 000 espèces de légumineuses tropicales ou tempérées, dont celles présentant un intérêt agronomique majeur comme *Glycine max* (Soja), *Phaseolus vulgaris* (Haricot), *Lens culinaris* (Lentille), *Arachis hypogaea* (Arachide) ou *Medicago sativa* (luzerne) (Zhu et al., 2005).

Les Cesalpinoideae, les Mimosoideae et les Faboideae (= Papilionoideae). Dans la plupart des classifications, ces groupes sont considérés comme des sous-familles, mais ils sont parfois traités en familles indépendantes (Judd et al., 2002). Le concept Légumineuse est alors utilisé soit à un niveau familial (chez Engler), soit à un niveau ordinal (chez Cronquist).

I.4 Description botanique

La famille ou la superfamille des fabacées présente des plantes dicotylédones, dialypétales, superovariées, herbacées ou arborescentes, annuelles, bisannuelles ou pérennes dont le fruit est une gousse ou légume (Marouf et Reynaud., 2007). Ce sont des plantes hermaphrodites, autogame (sauf la fève à tendance allogame et haricot d'Espagne et Orteil de prêcheur (*P. coccineus*), allogames). La visite des fleurs par les insectes peut dans une faible proportion induire des croisements (fève) (Quézel et Santa, 1962).

Selon Judd et al. (2002) les espèces des Fabacées sont généralement des herbacées, arbustes, arbres ou plantes grimpantes à lianes volubiles ou à vrilles.

- Les feuilles sont généralement alternes, composées pennées (ou bipennées) à composés palmés, trifoliolés, ou unifoliées ; entières à parfois dentées.
- Les fleurs généralement hermaphrodites, régulières ou irrégulières. Périante double en général.

- Le calice caduc ou persistant à 5 sépales constituant parfois deux lèvres, tubuleux ou en cloche.
- La corolle le plus souvent constituée par 5 pétales et zygomorphe.
- 5-10 Etamines ou très nombreuses très souvent à filets soudés en un tube fendu ou non contenant l'ovaire.
- Les inflorescences presque toujours indéterminées parfois réduites à une fleur solitaire terminale ou axillaire.
- Le fruit généralement une gousse parfois une samare, un fruit momentané, une gousse indéhiscente, un akène, une drupe ou une baie.
- La graine est presque toujours ex albuminée (**Peirs, 2005**).

I.5 Diversité

La famille des légumineuses est très diverse avec trois sous familles : Mimosoideae, Caesalpinioideae, et Papilionoideae (**Doyle et Luckow 2003**) et compte environ 20.000 espèces (**Cronk et al. 2006**). La sous famille des Papilionoideae regroupe les espèces cultivées les plus importantes économiquement : le soja (*Glycine max*, $2n = 4x = 40$), le haricot (*Phaseolus vulgaris*, $2n = 2x = 22$), le pois (*Pisum sativum*, $2n = 2x = 14$), la luzerne (*Medicago sativa*, $2n = 4x = 32$), l'arachide (*Arachis hypogaea*, $2n = 4x = 40$), le pois chiche (*Cicer arietinum*, $2n = 2x = 16$), la fève (*Vicia faba*, $2n = 2x = 16$) et la lentille (*Lens culinaris* Medik, $2n = 2x = 14$), ces légumineuses cultivées forment deux groupes appelés Galegoïdes et Phaseoloïdes à l'exception de l'arachide qui appartient au groupe des Aeschynomeneae (**Broughton et al. 2003**).

I.6 Importance des légumineuses

I.6.1 Intérêt agronomique

Leur intérêt agronomique provient en premier lieu de leur aptitude à la fixation symbiotique de l'azote. Elles ne nécessitent aucune fertilisation azotée et contribuent naturellement à enrichir le sol en azote ce qui permet de réduire les coûts de production et de diminuer les pertes dues à l'érosion (**Journet et al., 2001**).

Les légumineuses peuvent, selon les estimations, couvrir entre 20 et 40 % des besoins en azote du blé tout en améliorant par ailleurs la teneur des grains en protéines (**Baudoin et al., 2001**).

Les légumineuses ont la capacité de solubiliser des phosphates de calcium et le phosphore par leurs exsudats racinaires (**Lazrek, 2008**).

Cependant, les légumineuses jouent un rôle important dans les écosystèmes naturels, en agriculture et en agroforesterie. Leur capacité à établir des symbioses avec les bactéries du genre *Rhizobium* leur permet de produire de grandes quantités d'ammonium (**Djebali, 2008**).

I.6.2 Intérêt environnementale

Les légumineuses, en fournissant habitats et sources de nourriture, favorisent la survie de la faune dont les insectes pollinisateurs (la majorité des légumineuses sont des plantes mellifères) (**CGD, 2010**).

Leur fixation de l'azote permet de réduire sensiblement les émissions de gaz à effets de serre, la fabrication d'engrais azotés nécessite des quantités importantes de gaz naturel (55% à 65 % du bilan énergétique d'une grande culture provient de l'énergie de fabrication des engrais) (**CGD, 2010**).

Par ailleurs, l'épuisement des sols tropicaux, provoqué par une intensification de l'agriculture et de l'élevage, est souvent aggravé par l'érosion. Pour cela, une solution consiste à planter des végétaux fixateurs d'azote. Ces végétaux peuvent appartenir à la famille des légumineuses (**Dommergues, et al., 1985**).

I.6.3 Intérêt alimentaire

L'intérêt alimentaire est évident : cette famille représente le 2ème rang mondial (derrière les céréales). On peut citer le soja, les lentilles, les haricots et autres. Les graines des légumineuses contiennent généralement 20 à 30% de protéines et sont particulièrement riche en lysine, un acide aminé essentiel pour la croissance (**Djebali, 2008**).

Les légumineuses à graines constituent toujours une part importante de l'alimentation du monde, particulièrement dans les pays en développement où elles sont la principale source de protéines pour l'homme. Citons le haricot (*Phaseolus vulgaris*) en Amérique Latine, le Pois Chiche (*Cicer arietinum* L.), la lentille (*Lens culinaris*) et la Fève (*Vicia faba*) dans le bassin méditerranéen, le Soja (*Glycine max*) en Asie sans oublier l'Arachide (*Arachis hypogea*) et le Pois (*Pisum sativum*) dans le monde entier. (**Lazrek, 2008**). Ces légumineuses à graines permettent d'apporter au moins 33% des besoins humains en protéines alimentaires (**Vance et al., 2000**).

La richesse des légumineuses en protéines permet de corriger dans une certaine mesure les carences en protéines animales, ainsi que le déséquilibre alimentaire des populations qui ont tendance à se nourrir exclusivement de céréales, selon **(Obaton, 1980)**. un hectare de légumineuses alimentaires produit une tonne de protéines, soit 10 fois plus qu'une production d'un élevage à viande sur la même surface.

I.7 Présentation de la lentille

I.7.1 Généralités sur les lentilles

La Lentille cultivée, la Lentille comestible ou la Lentille (**Lens culinaris Medik., 1787**) est l'une des espèces végétales appartenant à la famille des légumineuses les plus importantes au monde en raison de leur qualité nutritionnelle **(Costa et al, 2006)**.

La lentille fait partie de l'alimentation humaine depuis la préhistoire.

Trônant parmi les légumineuses ayant la plus petite taille, elle a l'avantage de nécessiter un temps de cuisson plus court que la majorité des légumineuses. Durant la dernière décennie ; on estime que la consommation mondiale de lentilles a augmenté d'environ 3% par année **(Saskatchewan, 2000)**.

I.7.2 Description botanique

Il s'agit d'une plante annuelle autogame, dont la hauteur de la plante est comprise entre 15 à 75cm, généralement varie selon les génotypes et les conditions de culture, **(Toklu et al, 2009)**.

Les feuilles sont pennées et comportent jusqu'à 10 paires de folioles très étroites terminées en vrilles. La première fleur de la tige principale est située à l'aisselle du 11ème, 12ème, ou 13ème nœud non vestigial et sont de couleur blanchâtre veinées du violet ; **(Vandenberg et Slinkard, 1990)**.

Les gousses, aplaties, sont isolées ou disposées en paires et apparaissent à l'aisselle du 11e, 12e, ou 13e nœuds et des nœuds suivants. Chaque gousse possède un court pédicelle et renferme une ou deux petites graines en forme de loupes. La couleur du tégument séminal est variable, allant du blanc (absence de tannins) à la verte pale, au gris, au brun et au noir, et porte souvent des mouchetures violacées de grandeur variable **(Vandenberg et Slinkard, 1990)**.

Le poids de 1000 graines varie de 30 à 70 grammes chez les cultivars canadiens, mais il est bien inférieur chez les cultivars indiens et chez la forme sauvage de l'espèce. **(Vandenberg et Slinkard, 1990)**.



Figure I.1 : Morphologie d'une plante de lentille : (1) Plante, (2) Feuilles, (3) Gousse, (4) Graine

I.8. Présentation de la fève (*Vicia faba* L)

I.8.1 Généralités sur les fèves

Généralités : La fève C'est une plante de la famille des légumineuses, connue sous son nom scientifique. *Vicia faba* L qui est une source Pour les protéines, car elles améliorent les propriétés du sol et augmentent sa fertilité, en raison de sa capacité à stabiliser l'azote atmosphérique Grâce aux nœuds bactériens formés sur ses racines. (Abid D, et CHayab Z ;2015).

I.8.2 Description botanique de *Vicia faba*

La fève est une plante annuelle herbacée à croissance indéterminée (DUC, 1997). Selon GNANASAMBANDAM et al. (2012), La fève est une espèce diploïde ($2n=12$ chromosomes) partiellement allogame.

A. Les racines

Les racines sont pivotantes, puissantes et de taille importante allant jusqu'à 1m de profondeur, avec de fortes ramifications secondaires et les nodosités sont abondantes dans les premiers centimètres du sol (LAUMONIER, 1979). Des racines secondaires portant des nodosités contenant des bactéries fixatrices d'azote (*Rhizobium leguminosarum*).

B. Tige

La fève présente une tige simple, dressée, creuse et de section quadrangulaire, sans ramification et se dressant sur plus de 1m de haut (**PERON, 2006**). La tige est pourvue d'un ou plusieurs rameaux à la base et présente un type de croissance indéterminé (**BRINK et BLAY, 2006 ; DUC, 1997**).

C. Feuilles

Les feuilles de fèves sont de couleur vert clair, ovales, entières. Elles sont composées et possèdent 2 à 8 folioles (**Dominique, 2010**).

D. Fleurs

Les fleurs classiques de légumineuses sont portées aux aisselles des nœuds reproducteurs en grappes de 2 à 12 selon le type. Les fleurs sont grandes, 2 à 3 cm, blanches tachées de noir (**PATRICK et DELVEAUX0T., 2008**). Les fleurs sont de type papilionacé, de deux à trois cm de long (**DAC, 1997**). Ces grandes fleurs papilionacées donnent de longues gousses vertes, épaisses, contenant de grosses graines ovales (**COUPLIN et MARMY, 2009**).

E. Fruits

Les fruits sont des gousses charnues, vertes puis noires à maturité, de 15 à 30cm contenant 4 à 8 graines (**CHAUX et FOURY, 1994**). Les gousses sont pourvues d'un bec et elles sont renflées au niveau des graines (**BRINK et BELAY, 2006**).

F. Graines

Les graines sont charnues, vertes et tendres à l'état immature, à complète maturité, elle développe un tégument épais et coriace de couleur brun-rouge, à blanc verdâtre et prend une forme aplatie à couleur presque circulaire (**MEZANI, 2011**). Les graines sont les plus volumineuses de toutes les espèces légumières (**CHAUX et FOURY, 1994**). Les graines possèdent un hile clair ou de couleur noire parfois entouré de taches de couleur marron (**DUC, 1997**). **CHAUX et FOURY (1994)** rapportent que la faculté germinative de la graine peut se maintenir 6 à 10 ans et même au-delà et que la graine est à germination hypogée c'est -à-dire que les cotylédons restent en terre et c'est l'épicotyle qui émerge du sol.



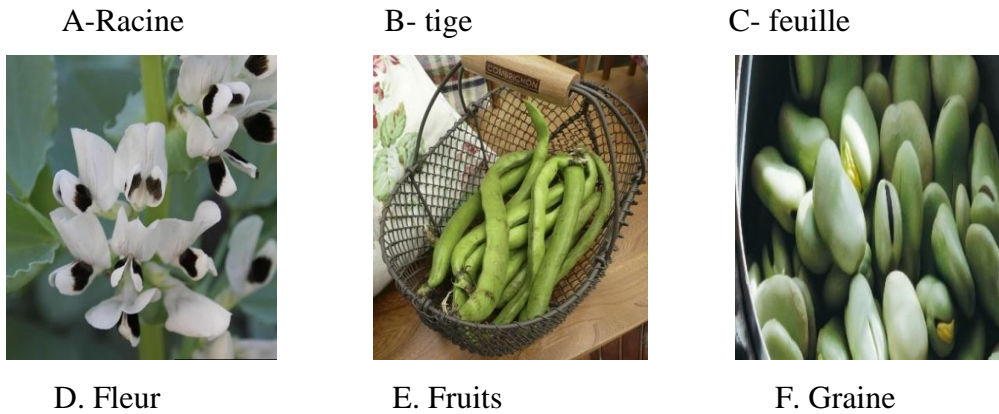


Figure I.2 : différentes parties de la fève (**originale, 2018**).

I.9. Présentation du pois chiche (*Cicer arietinum* L.)

En Algérie, le pois-chiche a été cultivé avant la colonisation, sauf qu'il a été difficile de le maîtriser (**Laumont et Chevassus, 1956 ; Labdi, 1990**).

I.9.1 Description botanique :

Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) est une espèce herbacée, annuelle, diploïde ($2n = 16$ chromosomes), autogame, présentant moins de 1% d'hybridation naturelle (**Singh et Reddy, 1991**).

- Le système racinaire mixte, dont la croissance s'arrête au démarrage de la floraison, permet à la plante d'explorer un grand volume de sol et lui confère une tolérance à la sécheresse (**Slama, 1998**). Il est composé d'une racine principale pivotante qui peut atteindre 1m de profondeur et des racines secondaires traçantes. La profondeur de l'enracinement dépend des techniques culturales, de l'état et de la nature du sol. En effet, la semelle du labour peut entraver l'élongation de la racine principale. Dans les zones humides, les sols salins, lourds, stagnants et à réchauffement lent au printemps, les racines ont un développement limité et la fixation symbiotique de l'azote atmosphérique est réduite (**Jaiswal et Singh, 2001**).

Les nodules, développés sur les racines, permettent la fixation symbiotique de l'azote atmosphérique pour satisfaire 80% des besoins de la plante en azote assimilable.

- Les feuilles ont la forme imparipennée (**Poitier, 1981**) et sont composées de 7 à 15folioles ovales et dentelées, sans vrilles, en position alternée sur un rachis (**Saxena, 1984**). Les faces inférieures des feuilles sont couvertes par un duvet formé de poils unis et pluricellulaires.

- La tige est herbacée. Selon les géotypes de pois chiches, à une certaine hauteur, la tige se ramifie en deux ou trois branches pour donner des ramifications secondaires et par la suite des ramifications tertiaires (**Braune et al., 1988**).
- Les fleurs sont zygomorphes, articulées, solitaires ou en grappe de deux fleurs. Elles s'insèrent sur des pédoncules axillaires à l'aisselle des feuilles. L'apparition des premières fleurs dépend de plusieurs facteurs tels que la précocité de la variété, la date et la densité du semis et des techniques culturales. Toutefois, comme le pois chiche est une espèce à croissance indéterminée, sous des conditions hydriques favorables et des températures clémentes, les branches continuent à se développer, à fleurir et à produire des gousses et des

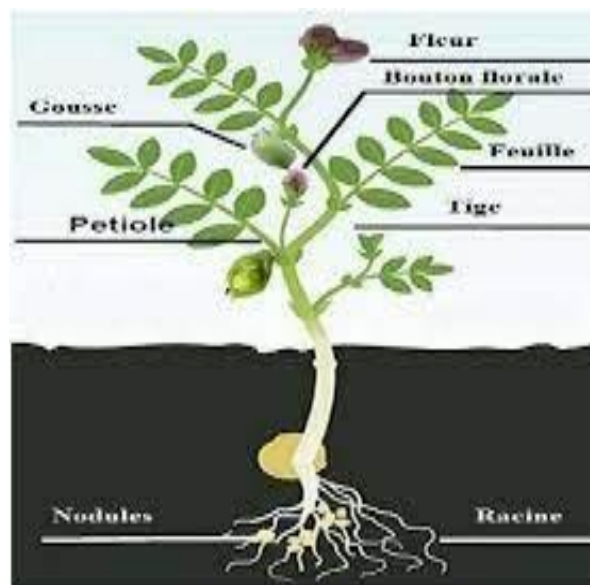


Figure I.3 : Morphologie du pois chiche.

I.10 Présentation des Haricots (*vulgaris*)

I.10.1 généralistes sur les haricots

La domestication du haricot commun serait intervenue dans deux centres distincts, d'une part en Amérique centrale (variété *vulgaris*) et d'autre part en Amérique du Sud dans la région andine (variété aborigènes). Les variétés méso-américaines se distinguent de celles des Andes, notamment par la taille des grains, plus gros chez ces dernières.

La première introduction du haricot en Europe serait due à Christophe Colomb qui le découvrit à Nuevitas (Cuba) lors de son premier voyage en octobre 1492. Par la suite d'autres explorateurs le découvrirent en divers points d'Amérique du Nord et du Sud. La diffusion de la plante en Europe se serait faite par le Vatican. C'est Catherine de Médicis qui l'aurait introduite

en France à l'occasion de son mariage avec le roi Henri II en 1533. Dès le XVI^e siècle, des navigateurs portugais l'ont introduit en Afrique et en Asie.

Bien que les données concernant les aspects temporels de l'origine de la domestication des haricots soient sujettes à réévaluation, les analyses électrophorétiques de protéines des cotylédons (phaséoline) effectuées récemment par Gepts (1993) appuient l'hypothèse d'une domestication indépendante de cette espèce dans les deux régions. Cette analyse démontre que les types de phaséoline, séparés par électrophorèse, issues des graines des variétés cultivées originaires de l'Amérique centrale sont du même type que celles retrouvées dans les formes spontanées de cette région et différentes de celles des types caractéristiques de plantes de l'Amérique du Sud.

Quatre espèces américaines de *Phaseolus* ont été domestiquées et cultivées par l'homme (*Phaseolus vulgaris*, *P. lunatus*, *P. coccineus* et *P. acutifolius* var. *latifolius*), mais seulement les deux premières espèces : *P. vulgaris*, le haricot commun, et *P. lunatus*, le haricot lima sont devenues des cultures importantes qui ont été adoptées dans des régions du monde en dehors de leur continent d'origine. Ces deux espèces ont été parmi les premières plantes à être domestiquées indépendamment en Amérique centrale et en Amérique du Sud. Les haricots accompagnaient le maïs comme aliment de base des Amérindiens. La haute teneur et qualité des protéines (20-25 %) des pour les déficiences de celles du maïs (2).

I.10.2 Description botanique de la plante :

Le haricot commun *Phaseolus vulgaris* L. est une plante annuelle appartenant à l'ordre des Fabales et à la famille des Fabacées dont les feuilles sont trifoliées.

Le système racinaire est constitué d'une racine principale et de nombreuses racines latérales qui se tiennent horizontales sur 10 cm de long. L'état structural du sol influence la profondeur d'enracinement de la plante (de 30 cm en conditions défavorables à 1 m dans d'excellentes conditions) et aussi son alimentation hydrique, déterminante pour la croissance de la plante. Une bonne implantation racinaire permet d'éviter des problèmes de flétrissement de la plante en cas de fortes chaleurs. Sur celles-ci se développent des nodosités formées par des bactéries du genre *Rhizobium*. Ces bactéries fixent l'azote de l'air en puisant l'énergie nécessaire dans les sucres que la plante leurs fournit. Cet azote est restitué à la plante sous forme de composés azotés assimilables (**Renard et al., 2007**).

Les tiges grimpantes sont peu ramifiées et s'enroulent autour de leur support dans le sens inverse des aiguilles d'une montre (tiges volubiles). Elles peuvent atteindre deux à trois mètres de haut. Les types nains sont plus ramifiés, prenant un port buissonnant ou dressé, de 40 à 60 cm de haut. Ils se prêtent mieux à la mécanisation des cultures.

Les feuilles de haricot sont attachées à la tige en différents points qu'on appelle des nœuds. Elles sont disposées une par une à chaque nœud ; on dit qu'elles sont alternes. La feuille du haricot est composée chaque partie est une foliole. Chaque feuille s'attache au nœud de la tige par une queue ou pétiole dont la base élargie est la gaine. Des deux côtés de la gaine, on voit deux petites lames vertes ou stipules. Les feuilles ainsi que les tiges sont vertes parce qu'elles renferment une substance verte.

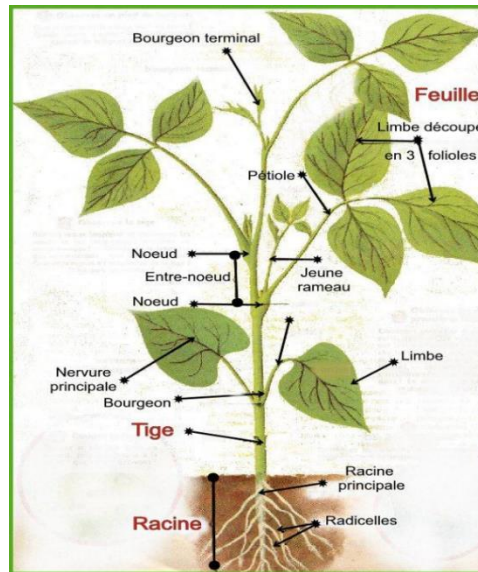


Figure I.4 : Description de la plante du Haricot.

I.11 Présentation du petit pois (*Pisum sativum* L)

I.11.1 généralités sur les petits pois

Le petit pois, aussi appelé pois potager l'un des plus vieux légumes cultivés en Europe et en Asie. En Iran, en Palestine, en Grèce ou encore en Suisse, le petit pois était déjà présent il y a 10.000 ans. Sa consommation fraîche est relativement récente. Il s'est implanté en France au XVII^e siècle en passant par l'Italie et les Pays-Bas. Il se développa rapidement autour de Paris.

I.11.2 Description de la plante

Le petit pois (*Pisum sativum* L) c'est une plante diploïde ($2n=14$ chromosomes), appartient à la famille des légumineuses (Fabacées) (Krajinski et al., 2011). Autogame (Deulvot et al., 2010). Annuelle, parfois cultivée comme une bisannuelle. Sa croissance est indéterminée suivant les variétés, c'est-à-dire que le nombre de nœuds de la tige n'est pas fixé génétiquement mais reste sous la dépendance de facteurs externes (Prioul et al., 2004).



Figure I.5 : Port générale de petit pois (*Pisum sativum L.*)

I.11.3 Système racinaire

Le petit pois forme une racine principale pivotante et des racines secondaires latérales. La racine principale est peu développée, et se ramifie fréquemment, les racines secondaires sont assez nombreuses portant des nodosités abondantes dans les 30 premiers centimètres. Le système racinaire au début de sa croissance est infesté par les bactéries symbiotiques fixatrices d'azote, la racine réagit par la formation des nodosités qui vont croître avec la croissance racinaire jusqu'à la floraison de la plante (**Weeden et al., 1998**).

Les nodules développés sur les racines permettent la fixation symbiotique de l'azote atmosphérique pour satisfaire 80% des besoins de la plante en azote assimilable. Cette fixation symbiotique est à son optimum à la floraison et chute très rapidement par la suite (**Slama, 1998**).



Figure I.6 : Système racinaire du petit pois.

I.11.4 Feuille et tige

Les feuilles sont composées, alternes et se présentent sous différentes teintes, du vert jaune au vert bleu foncé, les folioles sont entières ou plus au moins dentées, de forme ovale à l'elliptique, leur extrémité est arrondie, pointue ou tronquée ; leur nombre est variable, le pétiole se termine par plusieurs vrilles qui tiennent la place des dernières folioles (Prioul et al., 2004).

La tige de petit pois est herbacée de hauteur variable, creuses et grêles, arrondies ou légèrement angleuses (Prioul et al., 2004). La hauteur de la tige principale, est mesurée à la fin de la récolte de toutes les gousses dont les graines ont atteint leur maturité physiologique (graine sec) (Ferdaous, 2015).



Figure I.7 : Feuille et tige du petit pois.

I.11.5 Fleur et fruit

La fleur est caractéristique des papilionacées : zygomorphe (Symétrie bilatérale), pentamère, hermaphrodite, cyclique (Verticilles successifs de pièces florales) (Xing et al., 2005).

La fleur se développe en une gousse de longueur variable entre 6 et 8 cm et contient 4 à 12 graines. La couleur des gousses varie du vert jaunâtre au vert foncé, elles peuvent être, tronquées ou pointues, arquées ou droites. Les gousses se présentent soit à l'état isolé (caractère monocosse), ou par deux (caractère bicosse) et parfois même par trois



Figure I.8 : fleur et fruit du petit pois.

Les graines de petit pois sont riches en protéines qui s'accumulent au cours de leur développement, à la maturité des graines, les quantités relatives des protéines changent, les températures moyennement élevées accélèrent la maturation des graines, nuisent leur qualité et provoquent l'éclatement prématuré des gousses (**Nakamura et al., 2008**).

II.1 Contexte et enjeux

Les légumineuses alimentaires sont les cultures à graines les plus cultivées par l'homme et depuis longtemps. Elles occupent une place importante dans l'alimentation humaine. Ces légumineuses ont besoin de nutriments et d'eau pendant leur cycle de croissance. **Abid et CHayab 2015**).

Nous avons utilisé du nutriment naturel (eau) sur les plantes de fèves, petit pois, lentilles, haricots 1, haricot 2, et avons suivi la croissance. (Taille des tiges, poids de la plante longueur des racines, nombre des racines et nombre de feuilles), dans une culture hydroponique au niveau de laboratoire.

II.2 Les modèles de culture

II.2.1 Généralités sur les modèles de culture

Durant ces 50 dernières années, l'agriculture a fortement évolué grâce à la contribution de nombreuses disciplines (ingénierie, économie) et au moyen de différents outils d'analyse (modèle, approche analytique) (**Jones et al., 2016**). Les modèles permettent de représenter la réalité, d'appliquer les théories et de fournir une approximation des résultats attendus expérimentalement. Ils sont de plus en plus exploités et utilisés en tant qu'outil d'aide à la décision et en tant qu'outils prévisionnels pour les rendements (**Varella et al., 2008**).

Deux grands types de modèle existent, les modèles empiriques, se basant sur des équations simulant les phénomènes observés et les modèles mécanistes, expliquant la croissance à partir de processus physiologiques connus et en lien avec l'environnement. Néanmoins, de nombreux modèles sont constitués de parties empiriques et mécanistes (**Jame et al., 1996**). Soulignent que les modèles de culture sont construits à partir de deux principes en interaction, l'un génétique et l'autre trophique. Le premier est représenté par « Un programme préétabli qui fixe la durée des différentes conditions de milieu et qui traduit une stratégie de l'espèce en termes de précocité, phases de développement de la culture en fonction des de pérennité ou d'adaptation au milieu. » Le second présente « les flux d'assimilats dans la plante entre des organes sources et des organes puits. (**Brisson et al.1992**).

II.2.2 Typologie des modèles

Un modèle de simulation d'une culture (**Jamieson et al., 1998a**) ou de plusieurs cultures (**McCown et al., 1996**) est défini comme un ensemble de modèles mathématiques qui décrivent la croissance et le développement d'une culture en interaction avec le sol (**Wallach, 2005**).

Les précurseurs dans les différents modèles utilisés en sciences agronomiques sont l'analyse de la croissance par le poids de la matière sèche (W) et la surface foliaire (L), en

convertissant les données d'évolution des poids secs et des surfaces foliaires en coefficients de signification biologique (physiologiques et morphologiques).

Les types de modèles peuvent être empiriques par opposition aux modèles mécanistes. On peut trouver des modèles mécanistes par opposition à ceux stochastiques et des modèles statiques par opposition à des modèles dynamiques. Seulement, on ne peut distinguer des frontières nettes entre ces types de modèles (cas de modèles semi-empiriques).

Raufflet Bello (2015) dressent, selon la littérature, les différents types de modèles existants, chacun son objectif. Leur classification est ambiguë. En effet, un modèle peut être empirique pour un biologiste comme il peut être mécaniste pour un agronome. Ils diffèrent donc selon Les objectifs et les compétences de chaque utilisateur du modèle.

* **Les modèles mécanistes** décrivent et quantifient les mécanismes et les processus qui interviennent au niveau de la plante et du sol en se basant sur la formalisation d'hypothèses concernant le fonctionnement physiologique et physique du système étudié. Une classification des modèles de culture existe en fonction du nombre de cultures prises en charge et des choix de formalismes opérés lors de l'élaboration du modèle de culture. (**Passioura, 1996 ; Hammer et al., 2002 ; Jeuffroy et al., 2008**).

* **Les modèles empiriques** décrivent l'évolution du système complexe au travers de relations simplifiées entre les différentes variables sans fournir d'explications sur le fonctionnement biologique ou physique. Les équations décrivant les relations sont le plus souvent obtenues à partir d'ajustements statistiques entre les différentes variables d'état mesurées (**Passioura, 1996 ; Hammer et al., 2002 ; Jeuffroy et al., 2008**).

* **Les modèles spécifiques** sont ainsi distingués des modèles génériques. Les modèles spécifiques ont été développés pour représenter la croissance et le développement d'une culture donnée. Ils intègrent des processus spécifiques à l'espèce concernée et prennent en compte différents facteurs de production en fonction des objectifs d'application (**Greiner, 1998**).

* **Les modèles génériques** se caractérisent par la description quantitative des processus biologiques qui sont communs à plusieurs cultures. Ils traitent la spécificité de chaque espèce au travers d'options de simulation et de différentes valeurs des paramètres (**Wang et Engel, 2002**). Le développement de tels modèles permet de mutualiser les connaissances acquises sur le fonctionnement des espèces et fournissent un cadre d'évaluation pour l'identification des convergences et des différences entre cultures (**Brisson et al., 2006**). D'un point de vue applicatif, ils permettent de simuler des successions de cultures et sont dès lors en mesure d'évaluer les performances des systèmes de culture et non pas uniquement les performances d'un itinéraire technique.

Parmi cette panoplie de modèles, on trouve les plus utilisés en littérature : les modèles mécanistes dont EPIC(Williams,1984), STICS (Brisson et al.,1998), CERES (Ritchie et al,1985) et le modèle AZODYN (**Jeuffroy et Recous, 1999**). Ils sont présentés de manière panoramique dans le tableau suivant :

Tableau II.1 : Présentation de certains modèles de cultures utilisés en sciences agronomiques

Acronyme	Equipe conceptrice	La culture à modéliser	Pas de temps utilisé
EPIC	Erosion Productivity Impact Calculateur J. Williams, A. Jones et P. DYKE	Blé, Avoine, Soja, Mais, Tournesol Luzerne, Tomato, Haricot, Sorgho, carthame	Journalier
APSIM	Agricultural Production Systems simulator Système de production agricole- Unité De recherche en Australie	Blé, Mais, Orge, Arachide, Tournesol, Canola, Pois chiche, Luzerne, Coton, Prairie tropicale	Journalier
STICS	Simulator multidisciplinaire Pour les cultures Standards L'Unité de bioclimatologie de L'INRA D'Avignon Avec l'appui De l'unité d'agronomie De L'INRA de Loan et la participation d'équipes du CIRAD du CEMAGREF et des Instituts Technique	Blé, Orge Mais, Soja, Pois, Betterave, Pomme de terre, Colza, Tournesol, Lin, Tomate, Salade Fraise, Banane, Vigne, Culture associées	Journalier
TOMGRO	Tomato Goth	Tomate	Journalier
AZODYN	Azote Dynamique Jeuffroy, Recous	Blé, Colza, Pois	Journalier

II.3 Concept d'un modèle et sa mise en œuvre

Un modèle est une représentation théorique simplifiée de la réalité. A des fins académiques, il permet la compréhension de la croissance et le développement d'une culture. A des fins agronomiques, les modèles permettent l'optimisation de la production (**Jaeger et de Reffye, 2012**). La modélisation peut servir à plusieurs applications : compréhension- analyse Représentation-planification interprétation - évaluation-prédiction, extrapolation et interpolations. Le modèle est défini aussi comme une représentation d'une série d'hypothèses

Qui fournissent une synthèse simplifiée du fonctionnement de la plante en interaction avec les variations du milieu. La forme générale représentée pour un modèle mathématique selon **Wallach (2005)**

$$U1(t + \Delta t) = U1(t) + g1[U(t), X(t);\theta]$$

(1)

$$Us(t + \Delta t) = Us(t) + gs[U(t), X(t);\theta]$$

Où

: t : le temps,

Δt : le pas de temps,

$U(t) = [U1(t), \dots, Us(t)]^T$: le vecteur de variables d'état au temps t,

$X(t)$: le vecteur des variables explicatives au temps t,

Θ : le vecteur des paramètres

g : une fonction.

II.4 Les avantages des modèles

De nombreux avantages sont attribués aux modèles. Les conditions de l'expérience sont sous contrôle total et leur répétabilité est aisée, contrairement aux expériences en champs au cours desquels le travail est dur et les conditions parfois compliquées (**Fry et al., 2017**). Leur prix est faible et le temps d'expérience est court (**Semenov et al., 2007**). Ils facilitent la compréhension des interactions sol-plante-atmosphère et peuvent être utilisés afin d'estimer certaines variables que l'on ne peut mesurer (**Mirschel et al., 2014 ; Sexton et al., 2016**). De plus, l'expérimentation seule en champ ne permet pas de bien quantifier le degré de variabilité des rendements et les modèles peuvent être un point d'appui pour cette quantification (**Asseng et al., 2007**). Cependant, de nombreux paramètres sont nécessaires pour utiliser ces modèles (climat, sols, management). Il est donc essentiel de disposer de bases de données complètes et précises afin de maximiser la précision des résultats obtenus avec les modèles (**Wallach et al., 2011**).

II.5 Objectif du modèle de culture

Suivant l'objectif du travail du concepteur ou de l'utilisateur d'un modèle de culture, celui-ci peut être (Brisson et al., 2005).

- Un outil de recherches pour étudier les différentes interactions des techniques et les facteurs du milieu et donc un outil de gestion et d'aide à la décision (Bergez et al., 2005).
- Une finalité en l'améliorant par une recherche sur un de ses modules (sol, plante)

- Un sujet de recherche pour les biométriciens qui peuvent développer des méthodes pour améliorer l'utilisation de ces modèles.

II.6 Comment aboutir à un modèle de culture(s) complet décrivant un fonctionnement du système climat-plante- sol ?

Le principe général du fonctionnement des modèles de culture repose sur le fonctionnement carboné des plantes pour la croissance de sa biomasse. Le principal processus du modèle est la transformation de la lumière interceptée par l'appareil photosynthétique pour la fabrication de la biomasse, répartie entre les différents organes de la plante, selon ses stades de développement. D'autres modèles ont le flux azoté intégré en parallèle au flux carboné avec sa répartition entre les organes (**Brisson, 2009**).

A. Première étape : Construction d'un modèle en mettant sous forme mathématique les processus à étudier. Cependant, avant d'entamer cette étape, plusieurs interrogations doivent être élucidées. Il s'agit de la conception de la problématique, la détermination du processus à étudier et la disponibilité des données (Justification du modèle à utiliser). Il est impératif de préciser que cette présentation n'est qu'une réduction de la réalité qu'est le processus lui-même en expérimentation ou le terrain. (**Wallach et al,2005**).

B. Deuxième étape : Analyse de sensibilité d'un modèle. Il s'agit de définir le degré de variables sensibles des variables de sorties aux variables d'entrée du modèle. Parmi les objectifs de cette étape il y a le repérage des variables importantes et les plus sensibles afin de minimiser les erreurs sur les sorties du modèle. (**Bert et al,2007**).

C. Troisième étape : Calibrage du modèle

Dans cette étape, deux opérations peuvent être réalisées selon l'objectif visé par le modèle. Il s'agit du calibrage et de l'ajustement. Il revient au modélisateur de calibrer les parties(modules) du modèle, plus exactement les variables et les paramètres où il arrive parfois de ne pas distinguer entre ces deux éléments.

Ces paramètres doivent avoir une signification physique, biologique, génétique et être mesurables. (**Brisson et al ,2002**). Il arrive parfois qu'ils puissent être estimés indépendamment de la structure du modèle et servent aussi pour son optimisation.

Ajustement désigne le rapprochement des paramètres d'un ou plusieurs modules à la situation à modéliser, qui est souvent non similaire à celle où le modèle a été construit.

D. Quatrième étape, la validation du modèle est une sorte d'évaluation du modèle en le comparant aux données obtenues d'expérimentation destinées pour la validation. Il est un test

du comportement du modèle permettant de vérifier la concordance avec les données. En aucun cas, le set de données utilisé dans la construction du modèle peut être utilisé dans la validation de celui-ci. Le modélisateur ou l'utilisateur doit chercher un autre set de données afin de le valider et de juger de la qualité du modèle. Ceci ne garantit pas une validation réelle mais montre en fait la possibilité de séparer les données de validation de construction en deux groupes seulement. (**Ledent, 2002**).

Dans cette dernière étape, l'utilisateur du modèle pourra évaluer de la qualité du modèle selon les objectifs de ses expérimentations et prendre des décisions de l'usage ou non du modèle sélectionné de la littérature. La validation doit être réalisée de manière quantitative et avec une analyse statistique (**Ledent, 2002**).

- Dans une série de conditions variant largement.
- En prenant en compte la qualité des hypothèses sur lesquelles le modèle est basé et la structure du modèle.

Si les résultats ne sont pas satisfaisants il faut faire une analyse du problème et pas seulement un calibrage.

II.7 Les Modèles de croissance de plante :

En agriculture et en botanique, de nombreuses études sont consacrées à la modélisation de la croissance des cultures en relation avec les conditions environnementales. Les performances croissantes des ordinateurs modernes permettent le développement de modèles permettant de reproduire sous forme virtuelle la croissance de la plante en prenant en compte un grand nombre de différents facteurs et processus interagissant entre eux. (**Lambouni ,2009**).

II.7.1. Modèle Green lab

Le modèle Green Lab est un modèle générique de croissance de plante, c'est-à-dire qu'il n'est pas dédié à certaines espèces. Il peut être rattaché aux modèles de type structure fonction s'intéressant au fonctionnement photosynthétique de la plante dans une architecture donnée (**Bouman et al ;1996**).

II.7.1.1. Définition

GreenLab représente la croissance de la plante de la graine à la mort. Nous ne pouvons donc pas tenir compte des phénomènes microscopiques, ni des faibles variations de l'environnement. La plante est considérée comme le résultat des effets cumulés de l'environnement sur un génotype donné que nous décrirons par un ensemble des paramètres endogènes de la plante. (**cournéde et al 2011**).

Sur toutes les plantes étudiées jusqu' à présent, les botanistes ont remarqué une relation linéaire entre le plésiochrone (c'est-à-dire nombre de feuilles présentes dans la plante, même à l'état d'ébauches microscopiques, à un instant donné), et le temps thermique. Ce dernier peut être défini à partir du temps calendaire comme la somme des températures journalières entre deux instants. Lorsque la température journalière n'excède pas une valeur prédéfinie (par exemple 6°C), la journée n'est pas prise en compte dans le calcul de la somme. Cette valeur seuil de la température est appelée la base du système. Un méristème a besoin d'un nombre donné de degré jour pour construire un métamère supplémentaire.

Pendant ce temps, l'élongation des organes formés continue. Si elle reste lente pendant un certain temps, les ébauches d'organes, appelés primordia, peuvent devenir des organes. A partir d'une certaine taille que l'observateur définit en fonction de ses besoins (par exemple 2 mm), les primordia restent invisibles alors que le méristème poursuit la formation de nouveaux primordia peut être classé comme un organe « visible ». Le phyllochrone apparent est défini comme le nombre de feuilles visibles construites par un méristème. La relation entre le phyllochrone et le temps thermique n'est en général pas linéaire (sauf cas particulier comme le riz). En effet, l'expansion des organes dépend aussi fortement de l'environnement (eau, chaleur, contraintes locales) (**Mailhol et al, 2011**). Sur certaines plantes dites à croissance continue, le méristème ne s'arrête jamais de fonctionner. C'est le cas pour les plantes annuelles, ou celles en zone tropicale. Les cycles de croissance sont assez courts, de l'ordre de quelques jours à quelques semaines. L'élongation des organes dure sur plusieurs de ces cycles, qui sont parfois difficiles à délimiter en l'absence de données sur le temps thermique et d'observations du plastochrone. (**Turc and Lecoeur, 1997**).

Un exemple de l'importance du temps thermique est présenté sur la figure en comparant l'apparition des feuilles du pois en fonction du nombre de jours et de la Somme des températures. (**Turc and Lecoeur, 1997**). Dans le premier cas, les points sont assez dispersés : la durée séparant deux apparitions successives est assez variable

Lorsque les feuilles ont atteint une certaine taille, leur contribution à la production de biomasse dans la plante par fonctionnement photosynthétique est prise en compte.

Chaque cycle peut être décomposé en étapes distinctes que nous allons détailler ensuite :

Organogenèses et élongation des organes. Le volume des organes dépend de la biomasse disponible au cycle précédent. (**Turc and Lecoeur, 1997**).

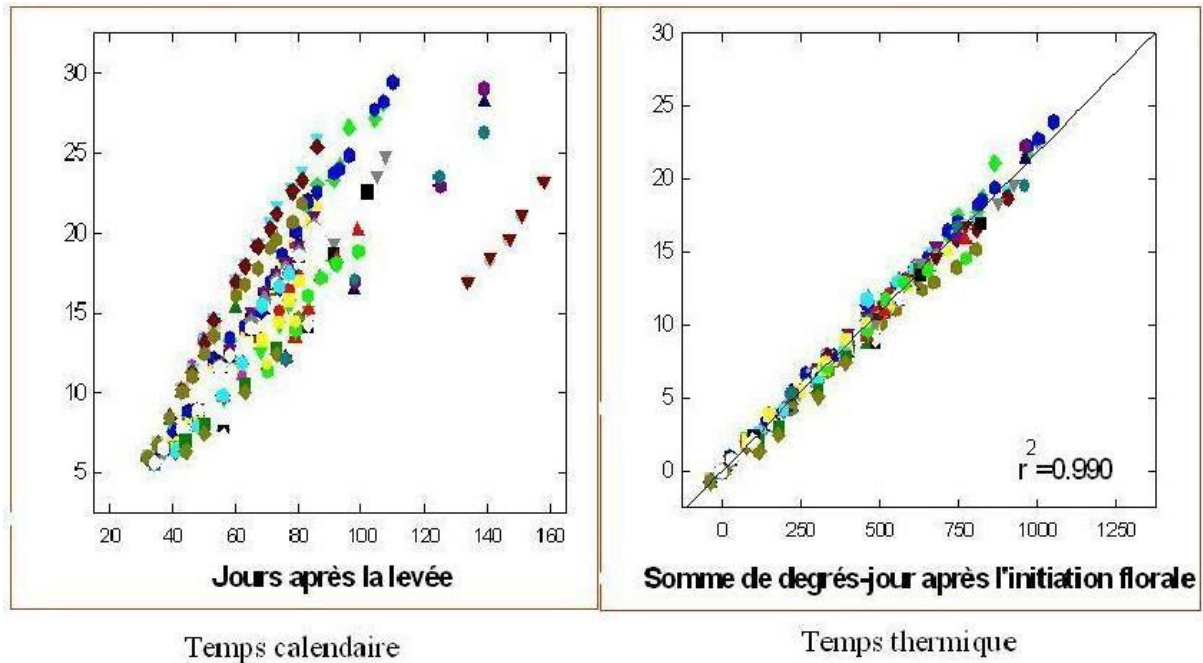


Figure II.1 : Relations entre le taux d'organogenèse et le temps thermique pour la fève.

- Photosynthèse des feuilles pour fabriquer de la matière (**Turc and Lecoecur, 1997**).
- Répartition de cette matière : les assimilats produits pendant le cycle sont utilisés pour la formation des cernes, du système racinaire, pour l'expansion des organes et la croissance des fruits qui peuvent n'apparaître qu'en fin de cycle ; une partie est réservée pour les bourgeons qui vont faire de l'organogenèses et l'utiliseront à leur éclosion en début de cycle suivant. (**Turc and Lecoecur, 1997**).

Certains mécanismes comme le transport de l'eau pour la photosynthèse, celui des assimilant pour la construction des organes, le stockage des réserves ne sont pris en compte qu'au niveau intègre des bilans. Par exemple, le transport des assimilats, bien que continu, n'est calculé qu'en fin de cycle sur toute la durée de celui-ci. (**Turc and Lecoecur, 1997**).

Un schéma du fonctionnement du cycle est représenté sur la figure. En fin de cycle n - 1, la matière est présente dans les bourgeons, qui sont préformes et prêts à éclore. En jaune est représentée la partie de la plante qui est visible en fin de cycle n-1. (**Turc and Lecoecur, 1997**).

En début de cycle n, le bourgeon éclot, et trois métamères apparaissent. Les feuilles fabriquent une quantité de biomasse par photosynthèse, qui dépend de l'environnement. Cette matière est répartie entre les bourgeons (ici un terminal et trois axillaires) et les cernes. Puis, en début de cycle n + 1, les bourgeons éclosent. Le nombre de métamères qu'ils forment dépend

du type de bourgeons : au cycle $n + 1$, deux pour l'unité de croissance terminale, et un pour les axillaires. (Turc and Lecoer, 1997).

II.7.1.2. Ecriture simplifiée du système :

Contrairement aux systèmes continus qui sont régis par des équations différentielles, les systèmes discrets sont décrits par des équations de récurrence. Une étude générale de ces systèmes peut être trouvée dans (Lifermann, 1975).

Une suite discrète est une fonction du temps qui peut être considérée comme le résultat de l'échantillonnage d'un système continu. Dans notre cas, la croissance d'un arbre est continue, mais nous ne nous intéressons aux valeurs des variables qu'une seule fois par cycle, juste après l'apparition des nouveaux organes. L'état d'un système à un moment donné est défini par un certain nombre de variables indépendantes convenablement choisies : ce sont les variables d'état. Les équations d'état du système permettent de calculer les valeurs de ces variables à chaque pas de temps.

La croissance de la plante peut donc être écrite sous la forme d'un système dynamique, c'est-à-dire un système qui évolue au cours du temps (Verwaerde, 1997).

Nous notons :

– $Q(n)$: la quantité de biomasse fabriquée au cycle n ,

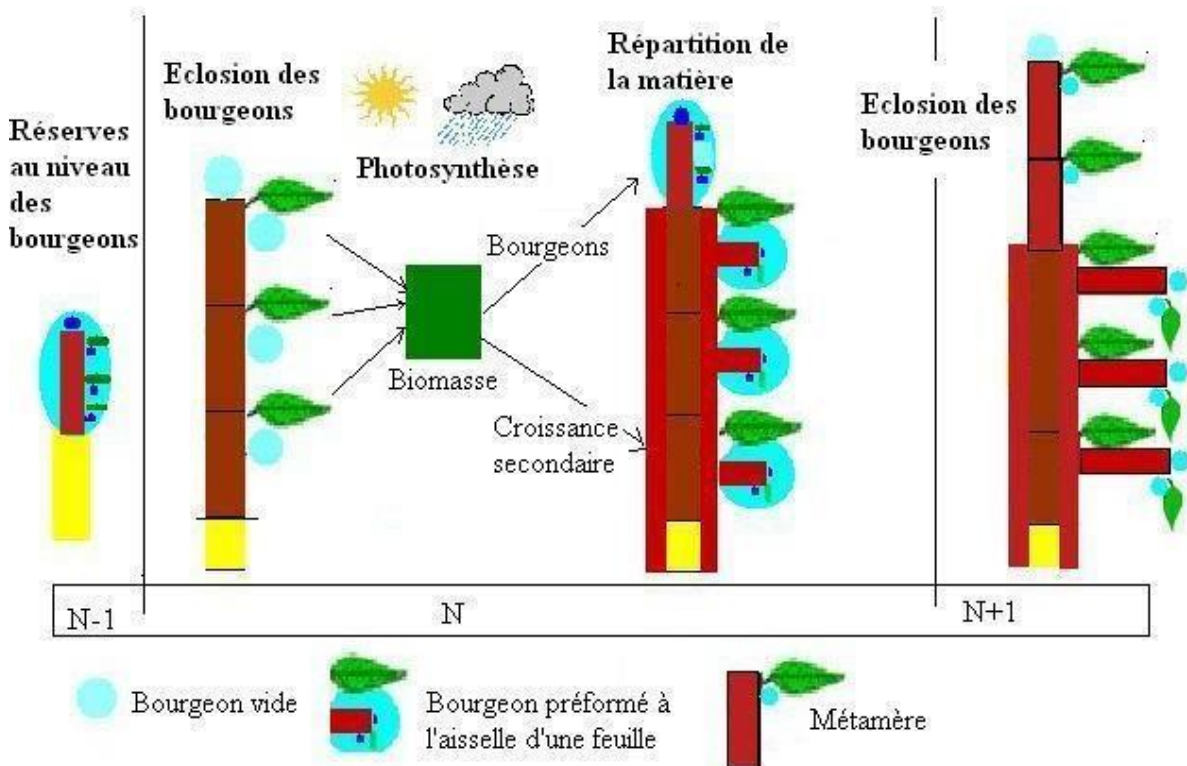


Figure II.2: fonctionnement de la plante au cycle n (barthélémy et al,1997)

- **Y (n)** : le vecteur des variables « topologiques » de la plante (nombres d'organes de chaque type),
- **E(n)** : la variable d'environnement au cycle n,
- **P** : l'ensemble des paramètres du modèle.

Nous détaillons dans la suite le choix des variables, qui dépend de la manière de d'écrire la plante, ainsi que le calcul de l'environnement. Le système (Q, Y) doit permettre de reconstruire la plante au cycle n, à l'aide des paramètres P.

Si nous supposons que l'organogenèse suit des règles indépendantes de la photosynthèse, le système dynamique peut se résumer sous la forme :

$$*Q(n+1) = F(Q(n), Y(n), P, E(n))$$

$$*Y(n+1) = G(Y(n), P, E(n)) \quad (1.1)$$

En règle générale, Y(n+1) dépend de Y(n) selon les lois de l'organogenèse.

La quantité de biomasse Q(n+1) dépend à la fois du nombre d'organes actifs dans la photosynthèse et de leurs volumes, qui dépendent eux-mêmes de la biomasse Q(n) produite aux cycles précédents. (Barthélémy et al, 1997).

II.7.1.3 Organogenèse

L'organogenèse est la formation et le développement des organes à partir de mécanismes d'agencement des cellules méristématiques. Ces cellules d'un tissu jeune sont capables de se multiplier et de se différencier pour engendrer différents types d'organes.

En effet, chaque axe d'une plante est créé à partir d'un méristème dit apical, qui peut donner naissance à des méristèmes axillaires. Parfois même, le méristème apical meurt et est alors relayé par un méristème axillaire (croissance sympodiale).

La mise en place des organes est modélisée de manière discrète. Après l'expression d'un signal (début du cycle), les apparitions se font par cohortes pour reproduire la réalité botanique. (Mailhol et al, 2011).

II.7.1.3.1. Éléments constitutifs de la plante

La construction de l'organogenèse d'une plante est la mise en place successive des différents organes. Dans le modèle GreenLab, les organes sont séparés selon certaines caractéristiques que nous allons définir dans ce paragraphe. « L'analyse architecturale des arbres montre que, quelle que soit sa complexité, un organisme végétal peut être décomposé, à tout moment, en structures élémentaires » (Barthélémy et al., 1997). (Reffye et al., 2003), celles-ci sont reprises comme entités de base d'une plante dans le modèle : organes (feuilles, entrenœuds), unités de croissance.

II.7.1.3.2 Photosynthèse

La photosynthèse est le phénomène caractéristique des plantes par lequel le dioxyde de carbone de l'air et l'eau du sol sont transformés en assimilés (sucres) grâce à l'énergie fournie par le soleil. Au niveau de la feuille, la sève brute devient la sève élaborée en se chargeant des assimilés qui sont redistribués dans les autres organes. Dans GreenLab, un modèle de calcul du fonctionnement photosynthétique de la plante est ajouté sur la structure topologique construite par les règles de l'organogénèse. Pour cela, plusieurs hypothèses écophysiologicals ont été posées. (Kang et al,2004).

II.7.1.4 Morphogènes

La morphogénèse est l'ensemble des règles qui sont à l'origine de la forme observée de la plante. Celle-ci a une influence sur le comportement de la plante, par exemple la forme d'une feuille influe sur la quantité de biomasse qu'elle produit. (Chelle,2005).

II.7.1.4.1 Dimensions des organes

Chaque organe reçoit une certaine proportion de la matière produite par la plante. Nous raisonnons en matière fraîche et nous supposons en général que la densité des organes est de 1g/cm^3 : le volume d'un organe est donc égal en valeur à sa masse. (Caraglio et Barthélémy,1997).

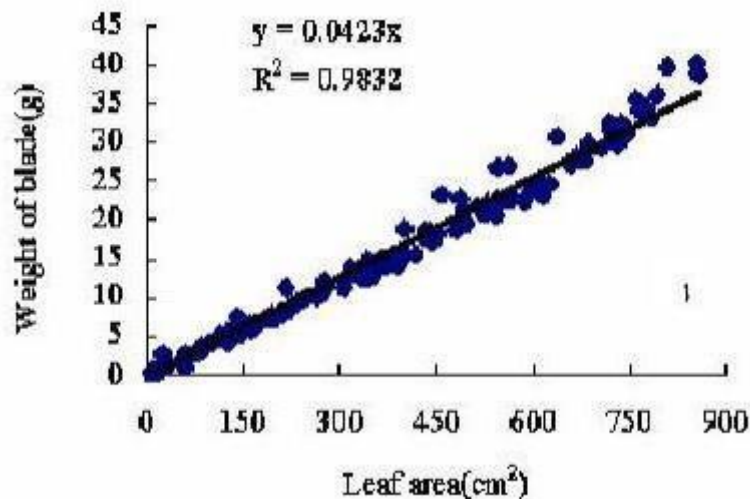


Figure II.3 : Relation entre la masse et la surface pour les feuilles d'un tournesol (Guo et al,2006)

II.7.2. Le modèle PBM et FSPM

Parmi les différentes approches de modélisation de la croissance des plantes, les modèles qu'on explore dans cette thèse font partie des modèles dits PBM (processbased) et des modèles dits FSPM (fonctionnel-structural plant model). Les PBMs ont été les premiers pouvoir

faire le bilan du métabolisme de la croissance des plantes en termes de biomasse par surface unitaire au champ.

Modèles conçus pour simuler les processus physiologiques de sorte à Dans la plupart des PBMs, le taux de croissance des plantes est calculé en fonction de la radiation interceptée ; puis des règles sont définies pour la répartition incrémentale de cette croissance sur les différents compartiments végétaux, en fonction des différents facteurs qui régulent la croissance (ex. la température, les substances nutritives, l'eau, la concentration ambiante de CO₂ (**Bouman et al. (1996), Marcelis et al. (1998), Van Ittersum et al. (2003).**

Les FSPMs ont été développés à partir des années 60 (**Lindenmayer ;1968a), Lindenmayer ;1968), (Honda ;1971), (Borchert and Honda ;1984, Kurth ;1994).** Ces modèles d'écrivent explicitement le développement au cours du temps de l'architecture et la mise des différents organes constitutifs des plantes, en interaction avec les processus physiologiques (**Sievanen et al. 2000).**

Les FSPM considèrent que la régulation de la croissance des plantes régie par les facteurs environnementaux passe non seulement par leur fonctions physiologiques (par exemple photosynthèse, transpiration, allocation de l'azote), mais aussi par leur structure (avortement ou débourrement des bourgeons, durée de survie des organes ou débranches, la forme et l'orientation des organes). De plus, ces adaptations structurales modifient `à leur tour les conditions (par exemple l'interception lumineuse) influant sur les fonctions physiologiques. Ainsi, ce type de modèles permet de modéliser ces rétroactions complexes entre le développement structural et la physiologie de la plante. De plus, ces rétroactions peuvent être traitées soit au niveau local des organes individuels soit au niveau de la plante en tant qu'entité. (**Godin and Sinoquet ;2005), (Hanan and Prusinkiewicz ;2008).**

Chacune de ces deux familles de modèles permet d'aborder différents types d'objectifs. Les PBMs classiques simulent la croissance des cultures à l'échelle de l'unité de surface, tandis que les FSPMs ont pour unité de base de modélisation les organes et simulent la croissance de plantes individuelles. Les FSPMs peuvent permettre également de modéliser la compétition entre différentes plantes voisines. Propose une possibilité de modélisation qui illustre cet avantage. (**Feng ;2011).**

Comme ils n'intègrent pas de représentation de l'architecture des plantes, les PBMs contiennent généralement moins de paramètres, ils nécessitent donc moins de données pour la calibration. Ainsi, la robustesse des PBMs leur garantit a priori une meilleure capacité prédictive, en particulier (donne un aperçu sur ce point en comparant différents modèles FSPMs et PBMs. (**Baey et al.2012).**

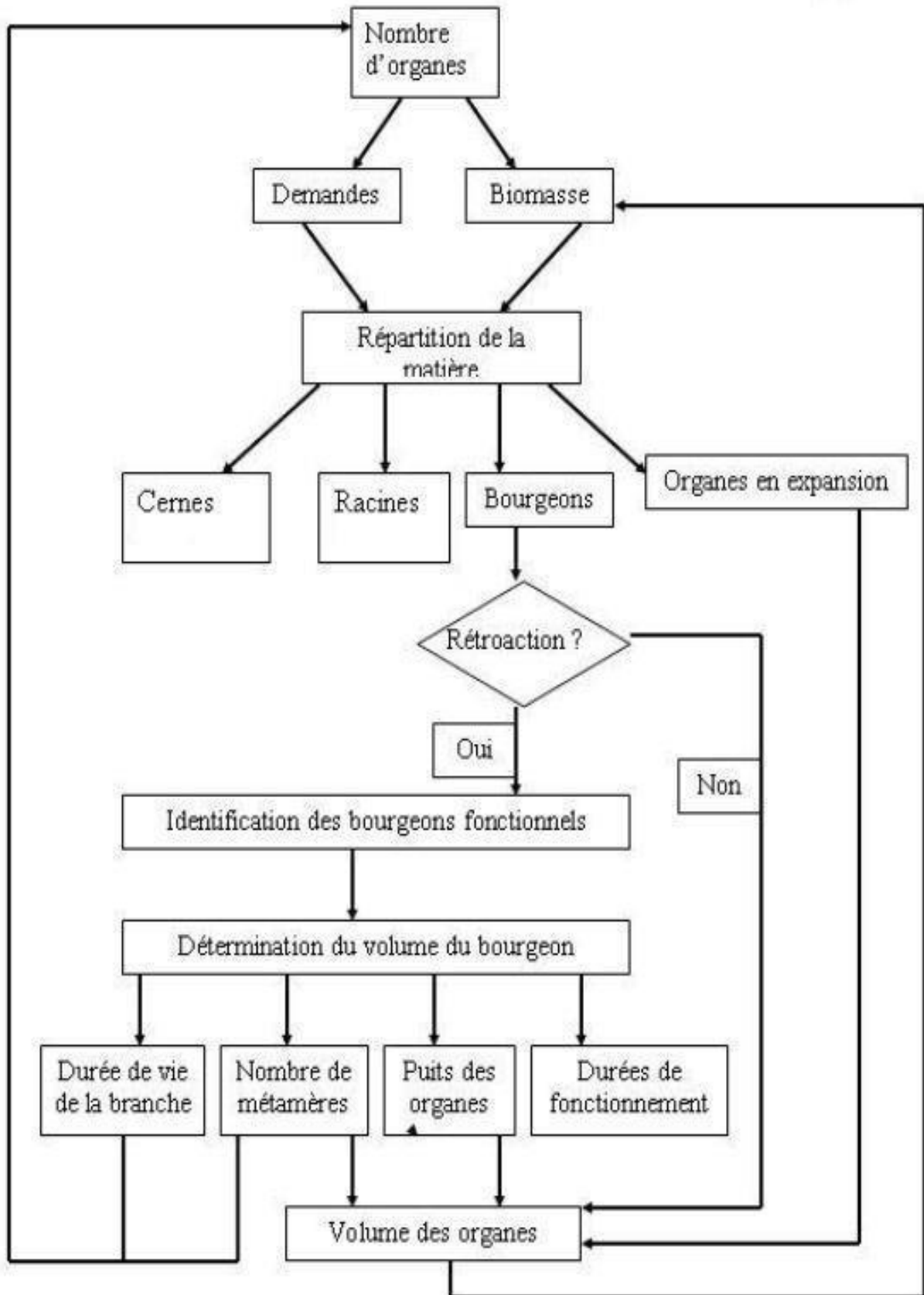


Figure II.4 : Déroulement d'un cycle (Barthélémy et al,1997)

Dans les deux cas, il s'agit de modèles dynamiques pouvant écrire sous une forme générique exprimant l'état du système au temps $t + \Delta t$ à partir de l'état du système au temps t et du taux de croissance de la plante durant le pas de temps Δt .

Ainsi, lorsqu'on construit un modèle de plante-sol en couplant un modèle de plante avec un modèle de sol, on est amené à choisir un modèle de plante donc a fortiori la famille de modèles à laquelle il appartient. **(Baey et al.2012)**.

D'un point de vue théorique, il est intéressant d'intégrer un modèle FSPM dans le système sol-plante-atmosphère pour élucider l'impact du stress hydrique sur le développement structural de la plante et plus particulièrement sur certains organes comme les fruits. Sur cet aspect l'a on peut parier qu'un FSPM peut se révéler plus Performant qu'un PBM concernant la prédiction de l'indice de récolte, maillon faible des PBMs. Ce choix pourrait aussi être plus adapté à certains objectifs spécifiques comme l'étude de la compétition entre les plantes individuelles. Cela contribuerait certainement à apporter un peu plus de fonctionnalité dans les PBMs concernant les relations entre densités et indices foliaires (LAI) maximaux **(Mailhol et al. 2011)**.

Cependant, si l'étude a traité l'effet global du stress à l'échelle du champ de culture, un PBM pourra fournir suffisamment d'information sur le développement de la culture en place par le biais de son LAI moyen par exemple. Pour calibrer et valider un modèle de sol plante atmosphère modélisant l'impact du stress hydrique, il est préférable de disposer des données relatives à plusieurs traitements d'irrigations. Etant donnée la lourdeur relative au calage et la validation d'un FSPM liée à son grand nombre de paramètres, pour un objectif bien défini (rendement et LAI par exemple), il apparaît plus réaliste de valider un FSPM à partir d'un PBM lorsque ce dernier s'est montré performant sur les différents traitements. **(Cournede et al. 2011)**.

II.8 L'analyse ANOVA

C'est l'analyse en jeu dans notre mémoire, Cette analyse se base sur le principe du plan expérimental factoriel afin de déterminer l'effet de plusieurs L'analyse ANOVA facteurs. Le principe est de définir un certain nombre de niveaux pour les paramètres à analyser et de construire un plan expérimental comprenant l'intégralité des combinaisons possibles **(Frey et Patil, 2002)**.

Pour un cas de K facteurs ayant chacun n modalités, il y'a donc nk scénarios d'entrée possibles et après simulation nK sorties du modèle **(Frey et Patil, 2002)**.

L'analyse de variance sera basée sur la décomposition de la variabilité de la réponse et les contributions de chacun des facteurs. L'avantage de cette méthode est qu'elle permet de

prendre en compte facilement les interactions entre facteurs ce qui permettra d'évaluer également leur contribution. L'intérêt est alors de comparer la contribution des différents facteurs à la variabilité totale. Cela peut être fait en calculant les indices de sensibilité par ANOVA en divisant la somme des carrés des écarts obtenus pour chaque facteur par la variabilité totale (**Frey et Patil, 2002**).

Si-SCE/SCETot

A noter que SCE_i peut représenter la somme des carrés des écarts associés à un facteur mais aussi à l'interaction entre deux facteurs (**Frey et Patil, 2002**).

II.9. Exemple des modelés des cultures et leur utilisation

*SALUS

SALUS est abbreviation de System Approach to Land Use Sustainability. Ce modèle se base principalement sur le modèle de culture Ceres (Ritchie et al., 1985). Il permet de simuler la croissance continue sous des conditions fixes de sol, météo, eau et culture selon différents managements pour plusieurs années. Le pas de temps est le jour et différentes stratégies de management peuvent être simulées simultanément (**Basso et al., 2010**). Pour chaque jour, le bilan hydrique, les bilans du Phosphore et de l'Azote, la matière organique du sol, la balance thermique, le développement et la croissance de la culture ainsi que le management particulier sont simulés (**Basso et al., 2006**).

Les principaux avantages du modèle de culture SALUS sont (**Basso et al., 2006**) :

- Il est possible de comparer facilement les résultats obtenus par les simulations réalisées simultanément et selon différents formalismes,
- L'interface du modèle permet une comparaison des résultats aisée,
- Le modèle est adapté à un grand nombre de cultures (riz, soja, blé, pommes de terre,).
- Chaque composant principal du modèle sol-eau-plante est calculé pour chaque jour et pour chaque stratégie.
- Les formalismes des différentes parties du modèle sont homogènes au niveau de leur complexité. **B. Basso et al. (2006)** soulignent néanmoins le fait que le modèle de culture ne prend pas en compte les possibles ravageurs et maladies.

Cette section présentera l'organisation du modèle afin d'en comprendre le fonctionnement. Elle est principalement basée sur l'article de **Basso et al., (2006)**.

*STICS

STICS (Simulateur multidisciplinaire pour les Cultures Standard) est un outil de simulation opérationnel en conditions agricoles. Il prend en entrées les données du climat, du sol et du système de culture. Il sert à simuler la quantité et la qualité de la production et l'impact

sur l'environnement. (**Brisson et al, 1998**). C'est un modèle dynamique qui simule le comportement du système sol-culture dans une dimension, sur un cycle cultural ou plusieurs cycles successifs. Il réalise des simulations à pas de temps journalier. Il comporte neuf modules : la phénologie, la croissance des pousses, le rendement, la croissance racinaire, bilan hydrique, le bilan azoté, les transferts dans le sol. Les trois premiers modules concernent la partie aérienne de la Plante ; les quatre modules suivants concernent l'interaction du sol et de la partie souterraine de la plante (**Brisson et al, 2008**).

Ensuite viennent s'ajouter deux autres modules : le microclimat et la gestion de la culture. Le module gestion de la culture s'occupe des interactions entre les techniques appliquées et le système sol-culture. Le module microclimat simule les effets combinés du climat et du bilan hydrique sur la température et l'humidité de l'air dans la canopée (**Brisson et al, 2008**).

Ce modèle générique est utilisé pour simuler plusieurs types de cultures comme par exemple le blé, la tomate, la vigne, la canne à sucre, et la culture fourragère (**Brisson et al, 2008**).

La validation a été faite sur les variables de sortie du modèle, définie comme étant les variables finales d'intérêt agronomique telles que le rendement et ses composantes, la biomasse aérienne, les dates de floraison et de maturité, les teneurs en azote dans la plante et dans le grain, la quantité d'eau et d'azote dans le sol (**Brisson et al, 2002**).

II.10 La culture in vitro

Qu'est-ce que la culture in vitro ?

II.10.1 Définition

De très nombreux ouvrages ont traité de la culture in vitro au cours de la deuxième moitié de ce siècle décrivant toutes les méthodes déployées aussi bien dans le domaine animal que végétal (**Augé et al., 1989 ; Margara, 1989**). Nous pouvons retenir qu'il s'agit globalement d'une méthode de culture des plantes en conditions aseptiques, c'est-à-dire sans champignon et sans bactérie, utilisant des milieux de culture assez complexes (hormones, sucres, vitamines, acides aminés, sels minéraux) qui peuvent être liquides, gélosés, voire même solides avec l'emploi de la vermiculite (**Jay-Allemand et al., 1992**). La culture in vitro permet de cultiver des tissus ou des fragments d'organes isolés d'une plante tels que des apex, des bourgeons, des nœuds pouvant régénérer des pousses, mais aussi des racines ayant une croissance de type infini, ou encore des feuilles maintenues en survie. Cette technique permet également de cultiver des cellules isolées voire même des de se diviser, de former des cals, des tissus organisés et même de régénérer une plante entière. La culture in vitro permet donc d'utiliser

toutes les potentialités régénératrices, d'une plante, jusqu'à la totipotence cellulaire qui peut se traduire suivant cette formule simple : 1 cellule = 1 plante entière (**Jay-Allemand et Capelli, 1997**).

II.10.2 Historique et fondement de la culture in vitro

II.10.2.1 Historique

La culture in vitro est par comparaison, une technique très récente puisqu'elle fut développée seulement au début de ce siècle (**Jay-Allemand et Capelli, 1997**).

Les premiers pas de culture in vitro sont dus à un allemand Haberlandt en 1902. Il obtient, ainsi, sur un milieu KNOP amélioré, la survie durant plusieurs mois de petits amas cellulaires.

Mais il n'y avait pas de multiplication cellulaire (**Augé et al., 1989**). En 1912 Alexie Carrel réussissait la culture indéfinie de cellules de cœur d'embryon de poulet par repiquages successifs. Il fallut attendre 1922 et les travaux de Rablens pour voir apparaître une croissance chez les pointes de racines isolées sur milieu synthétique. Mais la date qui marque réellement le début de la culture in vitro est 1932 avec les travaux de White aux USA sur la croissance indéfinie en milieu liquide de racines de tomates. Ce succès fut sans doute à l'origine du regain d'effort qui se portera sur la culture de tissus végétaux.

Dès 1934 Gautheret obtient à partir de prélèvement de tissus cambiaux d'arbre des proliférations de tissus qui malheureusement, ne dépassèrent pas huit mois (**Morel, 1952**), (**Scriban, 1988**). Après les travaux de White aux USA en 1932 sur le Tabac, Nobecourt en France sur la Carotte, Limasset et Cornuet en 1949 qui publiaient leurs observations sur l'absence de virus dans les méristèmes de Tabac virosé. Morel & Martin, en 1952 mirent à profit ces observations et entreprirent de mettre en culture in vitro des méristèmes de Dahlia et de pomme de terre atteints de maladies à virus. A partir de ces méristèmes, ils obtinrent in vitro des plantes entières qui furent remises en culture normale et se révélèrent saines au contrôle (**Augé et al., 1989**).

C'est ainsi qu'est née en 1952 cette technique universellement employée actuellement pour assainir toutes sortes de plantes virosées. Un dernier point longtemps contesté, est la possibilité d'obtenir une prolifération de tissus à partir d'une cellule végétale mise en culture in vitro. Torrey, en 1957 réussit à suivre au microscope l'évolution de cellules isolées de pois, mises en culture à proximité d'un tissu nourricier. La culture in vitro de tissus végétaux connaîtra un essor particulier. Aujourd'hui avec l'évolution de la recherche agronomique, la culture in vitro occupe une place importante dans l'agriculture moderne (**Augé et al., 1989**).

II.10.2.2 Fondement

Chez les végétaux, l'organogenèse est assurée par les méristèmes qui sont constitués de massifs de cellules non différenciées, conservant la capacité de se diviser activement. L'organogenèse implique une différenciation cellulaire, à l'inverse d'une dédifférenciation, dans les tissus déjà spécialisés, peut conduire à la formation de nouveaux massifs méristématiques. Cette particularité illustre la totipotence des cellules végétales, c'est à dire l'aptitude des cellules à se diviser puis à se différencier de nouveau en fonction des conditions expérimentales (**Larpen-Gourgaud et Sanglier, 1992**).

C'est à cette remarquable capacité de la cellule végétale que la culture in vitro doit toute son extension, et peut-on dire, son pouvoir. A cause de cela, tout individu du règne végétal peut ou pourra être cultivé in vitro, il n'y a pas d'exception. Cependant cela ne veut pas dire que le développement actuel des milieux de culture, et les connaissances que l'on peut avoir du comportement de différentes espèces sur ces milieux de culture, permettent de réaliser immédiatement et sans problème la culture in vitro de toutes les plantes existant sur la terre (**Augé et al., 1989**).

II.11 Les applications de la culture in vitro

La culture in vitro d'explants ou de fragments prélevés sur la plante permet différentes applications :

II.11.1- Le sauvetage d'embryons

Les embryons obtenus après la fécondation peuvent être prélevés, mis en culture in vitro et donner un nouvel individu. Le sauvetage d'embryons consiste à prélever un embryon précocement, pour le cultiver in vitro, soit pour accélérer les cycles végétatifs, soit parce qu'il ne pourrait se développer dans les tissus maternels. (**Ferry et al., 1998 ; Semal, 1998**).

II.11.2 La micro propagation

La multiplication végétative par culture in-vitro ou micro propagation présente plusieurs avantages sur les méthodes classiques dites "conventionnelles" de propagation. Cette technique a rendu possible la multiplication d'espèces chez lesquelles les semences sont rares, ou présentant des difficultés de germination et/ou dont les techniques de bouturage ou de greffage sont inapplicables, ce qui a conduit à une plus grande diversité des plantes commercialisées. (**Ferry et al., 1998 ; Semal, 1998**).

La micro propagation est utilisée dans un but de multiplication en masse, puisqu'elle permet, en partant d'un seul individu (plant), l'obtention d'un nombre considérable de plantes génétiquement identiques à la plante mère (**Ferry et al., 1998 ; Semal, 1998**). Les plants reproduits ne sont pas seulement conformes mais présentent aussi une grande uniformité. Par

ailleurs, l'usage de cette technique nécessite peu d'espace et peut-être programmé indépendamment des saisons. La technique représente donc sans contexte un outil puissant aux perspectives industrielles et économiques importantes (**Margara, 1982 ; Boxus, 1995 Semal, 1998 ; Skirvin et al., 2000**).

Les techniques de micro propagation empruntent essentiellement deux voies : L'une qui utilise des tissus méristématiques (méristème ou apex de tige, bourgeons axillaires) potentiellement capable de donner suite, au développement normal, d'un individu est appelée micro bouturage (**Saadi, 1991**) cette technique est souvent appelée "multiplication conforme" car elle part de méristème préexistant dans les quels, les cellules sont génétiquement très stables l'individu est généralement obtenu en deux étapes successives, d'abord la production de tige, puis son enracinement. L'autre voie, utilise toute sorte de tissus différenciés (fragments de tige, de racines, de pétiole, de feuilles, d'embryons matures et immatures, d'hypocotyles, de cotylédons...etc.) pour aboutir à la néoformation soit de tiges (caulogénèse) et de racines (Rhizogénèse), c'est l'organogénèse soit d'embryons somatique et c'est l'embryogénèse somatique. (**Amato, 1977 in Boxus, 1995**).

II.11.2.1 Cultures de méristèmes :

Les premiers résultats de cultures de méristèmes appelées communément "cultures d'apex" furent obtenus par Kotte et Robbins, dès 1922 à partir de méristème radiculaire de fève et de maïs (**Toute, 1998**). Dix ans plus tard, **White (1934)** obtiendra une culture indéfinie de racines de tomate. En même temps, il s'apercevait que si le virus de la mosaïque du tabac pouvait se multiplier dans des racines de tomate isolées, le virus n'atteignait pas les cellules méristématiques. Plus tard, **Limasset et Cornuet (1949)** montrent que les organes jeunes de tabac ne renferment que très peu de virus et que les méristèmes apicaux n'en contiennent pas. En 1952, partant de ces observations, Morel et Martin tentent de prélever des pointes méristématiques de dahlias virosés pour reproduire des dahlias génétiquement semblables aux parents, mais exempts de virus. Ils réussiront à éliminer la mosaïque du dahlia et le " spotted wilt virus". En 1955, ils régénéreront de façons analogues des pommes de terre atteintes de virus A et Y (**Boxus, 1995**).

Depuis lors, la culture de méristèmes a conduit à des applications nouvelles, originales concernant le domaine du phytosanitaire, notamment pour l'éradication de nombreuses maladies (viroses, mycose, mycoplasmoses, bactérioses) et a permis la régénération d'un nombre d'espèce saines (**Toute, 1998**).

Les méristèmes qui sont des tissus de formation, en expansion continue, confèrent à la plante une organogénèse permanente chez les végétaux supérieurs. Ils représentent des petits

massifs de cellules indifférenciées (0.1mm) et conservent la capacité de se diviser activement. Ces zones méristématiques gardent jusqu'à leur mort le caractère juvénile. Elles jouent un rôle capital dans le développement végétal puisqu'elles édifient tous les organes (**Camefort, 1977 ; Margara, 1989**).

En multipliant le méristème prélevé au sommet d'une plante ou dans le bourgeon axillaire, le plus souvent indemne de maladies, on pourra très rapidement obtenir de nombreuses plantes, toutes semblables du point de vue génétique et débarrassées de maladies dont elles étaient affectées (**Schmid et Keller, 1984 ; Semal et al., 1998**). Il est même possible de reconstituer clones indemnes de maladies à partir de pieds-mères malades. D'après (**Toute, 1998 ; Fletcher et al., 1998**), il existe plus de 50 espèces végétales qui ont été ainsi assainies c'est le cas de la pomme de terre, la canne à sucre, du dahlia.etc.

La culture de méristème est la méthode la plus généralisable et la plus sûre pour éviter l'apparition de plantes non conformes à la plante mère ou variantes (**Saadi, 1991**). Elle paraît plus intéressante chez les plantes allogames où il est généralement impossible de conserver des génotypes intacts par reproduction sexuée classique.

II.11.2.2 Organogenèse :

L'organogenèse est la base fondamentale de la multiplication végétative, laquelle s'appuie toujours sur la formation de méristèmes nouveaux.

A- Caulogenèse

La caulogenèse désigne à la fois l'initiation et le développement des tiges. Les tiges néoformées in vitro peuvent apparaître sur l'explant initial ou sur une cal. Ils sont induits sur n'importe quel type d'organe ou de tissu y compris sur ceux qui ne les produisent pas dans les conditions naturelles (**Camefort, 1977 ; Zryd, 1988 ; Margara, 1989**). Les études cytologiques, conduites dans le but de déterminer l'origine des tiges néoformées à partir d'un fragment d'organe contenant divers tissus montrent souvent que l'aptitude à la caulogenèse se manifeste à partir de certaines catégories de tissus telles que : cambium, le parenchyme vasculaire ou libérien (**Belanger, 1998 ; Fortes et Pais, 2000**).

L'intensité de cette néoformation est nettement dépendante de la nature des tissus contenus dans l'explant. Elle est maximale pour les tissus cambiaux, élevée pour les tissus du phloème et du xylème, très faible ou nulle pour le parenchyme cortical ou médullaire (**Margara, 1989**).

B- Rhizogenèse

La rhizogenèse désigne la néoformation et la croissance de racine. Les méristèmes de racines se répartissent en plusieurs catégories selon leurs origines. Les racines néoformées, au

sein d'un cal, en culture in-vitro, peuvent être considérées comme un cas particulier de méristèmes adventifs (rhizogenèse indirecte) ou l'émission de racines sur un explant dans des endroits inhabituelles (rhizogenèse directe). La rhizogenèse est un phénomène complexe, il comporte différentes phases : la dédifférenciation, formation d'amas de cellules méristématiques, différenciation et organisation des amas méristématiques en primordium racinaire qui se développeront en jeunes racines (**Margara, 1989 ; Boxus, 1995**).

II.11.2.3 Embryogénèse somatique

Les embryons somatiques peuvent être induits à partir de cellules cultivées en suspension, ce qui rend possible une production en fermenteur et réduit considérablement le coût de production. Ainsi les taux de multiplication sont généralement importants et chez certaines espèces, les embryons peuvent être encapsulés et traités comme des graines artificielles. Des plantes complètes sont obtenues directement suite au processus de germination. Les manipulations sont donc simplifiées par rapport à la micro propagation traditionnelle qui nécessite plusieurs milieux différents pour le développement des tiges et des racines et l'obtention de plantules complètes. (**Margara, 1989 ; Boxus, 1995**).

Cependant, plusieurs difficultés subsistent en embryogénèse somatique :

L'induction du potentiel embryogénèse et la régénération restent souvent difficiles. Les cultures de cals, et plus encore les cultures de cellules isolées, sont propices à l'apparition de mutations géniques pouvant être responsable d'une variabilité des plantes issues de la culture. Toutefois dès que cette variabilité sera maîtrisée, l'embryogénèse somatique permettra de produire des quantités très élevées de plantes à faible coût. Certaines espèces, telles que le palmier dattier ou certains conifères font déjà l'objet d'une production industrielle par embryogénèse somatique. (**Margara, 1989 ; Boxus, 1995**).

II.11.3 La production de plantes haploïdes

Cette technique présente un grand intérêt pour les plantes, elle permet d'accélérer les cycles de sélection. Pour l'androgenèse, on part d'anthères immatures. A partir des microspores, il peut y avoir apparition d'embryons directement ou après formation d'un cal haploïde. (**Margara, 1989 ; Boxus, 1995**).

II.11.4 Culture et fusion des protoplastes

Le terme protoplaste désigne une cellule végétale débarrassée de sa paroi : elle apparaît alors sous forme d'une cellule sphérique, limitée par sa membrane plasmique. L'intérêt de ces cellules réside dans le fait qu'il est possible de faire pénétrer dans la cellule des molécules diverses dont de l'ADN, des organites (chloroplaste, mitochondrie), des noyaux (fusion) et

effectuer des manipulations génétiques. Toutes les espèces ne peuvent pas régénérer à partir de protoplastes et le rendement est faible. (Evans,1989).

II.11.5 La variation soma clonale et la culture in vitro

Un taux élevé de variation peut être induit en culture in vitro lorsque les cultures sont réalisées dans des conditions particulières.

Plus précisément, les plantes régénérées à partir de cultures initiées d'explants différenciés (ne contenant pas de méristèmes préexistant) ou à partir de cultures de cals présentent des taux parfois importants de non-conformité. Cette variabilité semble de plus être proportionnelle au temps de culture. Des mutations induites pendant la culture ont été détectées chez de nombreuses espèces végétales. L'existence de ces variations spontanées a stimulé l'intérêt de la culture de cellules ou de tissus pour l'isolement de plantes présentant des caractéristiques nouvelles. La majorité des lignées isolées à ce jour se sont toutefois révélées sans intérêt agronomique. Dans quelques cas cependant, l'existence de cette variation soma clonale a permis d'isoler des plantes présentant des caractères intéressants d'un point de vue agronomique. Par exemple, des plants de canne à sucre présentant un taux de sucre plus important ont été isolés. De même, des génotypes résistants à certains virus, ont été obtenus chez la tomate et la pomme de terre (Evans, 1989).

II.12 Les bénéfices de la culture in vitro

II.12.1 Collection de génotypes et état physiologique du matériel conservé :

A partir d'un matériel sélectionné en forêt, en verger ou en pépinière, il est possible de produire par culture de nœuds et/ou micro propagation des copies végétatives qui serviront à l'installation de parcs à pied-mères. Grâce à la culture d'embryons zygotiques, à la micro propagation et à l'embryogenèse somatique, des génotypes peuvent être conservés in vitro (tubes, bocaux ou boîtes de pétri) sur de longues périodes pouvant dépasser les 10 ans (cas de l'orme, du noyer, des porte greffes fruitiers...). (Engelmann et Baubault, 1986).

Cette technique demande d'importants moyens humains pour entretenir les souches in vitro tout au long de l'année sur la base de repiquages mensuels. Cependant, on peut envisager de conserver les génotypes clonés dans l'azote liquide par cryoconservation (Engelmann et Baubault, 1986) de méristèmes (cas du merisier et du noyer), d'embryons somatiques (cas du mélèze) et zygotiques (cas du palmier à huile). Enfin, l'application des techniques de culture in vitro (Micro propagation et micro greffage) permet de maintenir le matériel sélectionné dans un état proche de la juvénilité favorable à la multiplication végétative, au bouturage en particulier (Franclet, 1980). Cette opération est généralement couplée à des techniques dites de rajeunissement (taille sévère, recépage) des pieds-mères ou des arbres âgés sélectionnés qu'il

est nécessaire d'utiliser pour obtenir de bons résultats en culture in vitro (prolifération, croissance des pousses feuillées et formation des racines adventives).

II.12.2 Obtention de matériels indemnes de maladies

Grâce à la culture de méristèmes ou à la technique de micro greffage on peut produire des variétés indemnes de virus en particulier (cas du fraisier, de la pomme de terre, de la vigne et des porte-greffes fruitiers) et éviter ainsi des pertes de productivité voire même la dégénérescence des plants cultivés. Ces variétés peuvent être conservées soit en culture in vitro soit en pépinière. Un suivi de ces variétés peut être effectué grâce à des tests sérologiques attestant la qualité de l'état sanitaire des plants commercialisés. (**Engelmann et Baubault, 1986**).

II.12.3-Développement de méthodes de production de plants

La culture in vitro a depuis longtemps fait ses preuves comme outil de production de plants par sa rapidité à amplifier une variété donnée, par sa capacité à raccourcir les cycles de production et à stocker de grandes quantités de matériel dans un espace réduit, par sa puissance de production en masse sur des temps courts permettant une programmation précise de la sortie des plants commandés. Dans le domaine de l'horticulture, deux principales méthodes sont aujourd'hui utilisées : la micro propagation et l'embryogenèse somatique. La première est bien adaptée à la production de plantes herbacées, d'arbres fruitiers et de feuillus forestiers, alors que la seconde est performante pour les conifères et certaines monocotylédones telles que le palmier dattier par exemple (**Jay-Allemand et al., 1992**).

De nombreuses entreprises ou pépinières privées ont intégré cette technique en tant qu'outil de production leur permettant de gérer la quantité de plants selon les commandes. Mais plus rares sont celles qui l'utilisent comme un outil central de gestion du matériel et de production, situé en permanence à l'interface pieds mères et élevage en serre. C'est le cas de l'entreprise

BIOFORESTA située à Oyarzun en Espagne qui a construit son laboratoire au cœur de la pépinière constituée de plus de 250 variétés différentes, toutes élevées en pot. (**Jay-Allemand et al., 1992**).

II.12.4 La culture in vitro au service de l'amélioration variétale

L'amélioration génétique traditionnelle tient et tiendra encore toute sa place pour les années à venir afin de sélectionner des variétés bien adaptées à l'environnement dans lequel elles seront cultivées, tolérantes aux maladies et possédant des caractéristiques agronomiques intéressantes. Cependant, là encore la culture in vitro joue et jouera un rôle déterminant à trois principaux niveaux : (**Jay Allemand et al., 1992**).

-La sauvegarde de géotypes produits par fécondation contrôlée grâce à la culture d'embryons zygotiques ou d'axes embryonnaires.

- La production d'haploïdes par androgenèse (culture d'anthères) ou gynogenèse (sacs embryonnaires, oosphères non fécondés) permettant d'obtenir des lignées homozygotes après diploïdisation, recherchées par les améliorateurs.

-La production de plants génétiquement modifiés via *Agrobacterium tumefaciens* par l'utilisation de techniques de régénération faisant appel à l'embryogenèse somatique au bourgeonnement adventif et à la micro propagation.

II.13 Les problèmes liés à la culture in vitro

II.13.1 La vitrification

Certains accidents, non prévisibles au départ, peuvent intervenir en cours de culture in vitro, comme des malformations dues à un déséquilibre hormonal. (**Auger et al., 1989**)

II.13.2 La perte de caractères intéressants

La production répétée de grands nombres de plants uniformes (clones) peut entraîner la perte des gènes nécessaires, par exemple, à la résistance aux maladies nouvelles, il faut donc conserver les pieds mères et à certains moments, repasser par la reproduction sexuée. (**Auger et al., 1989**).

II.13.3 Problèmes inhérents à la technique

II.13.3.1 L'asepsie

La technique de culture in vitro exige beaucoup de soin pour le maintien des cultures en condition d'asepsie. Lorsque l'on a des cultures infectées, cela peut provenir de différentes causes. Il peut s'agir d'un champignon (moisissure) ou d'une bactérie. S'il s'agit d'un champignon, on voit un développement mycélien qui a une texture feutrée, souvent blanche ou grisâtre. S'il s'agit d'une bactérie, on voit alors un voile d'aspect laiteux, développé à l'intérieur du milieu et à la surface. Si l'infection part de la zone de contact entre les tissus et le milieu, ce sont les tissus eux-mêmes qui sont la source de l'infection. Si l'infection part d'un point quelconque du milieu, la source de l'infection peut être soit l'air, soit une mauvaise stérilisation du milieu, soit une infection de l'air ambiant par l'intermédiaire de l'eau de condensation au niveau du couvercle (**Auger et al., 1989**).

II.13.3.2 L'acclimatation

Le passage à des conditions de culture normale est parfois délicat. En effet, durant son séjour in vitro, la plante est à l'abri des stress. (**Auger et al., 1989**).

II.13.3.3 L'apparition d'anomalies génétiques

Certains cas d'hyperfloraison, perte de sexualité chez certaines espèces, apparition d'organes anormaux : c'est la variation soma clonale. (Auger et al., 1989).

II.14 Les facteurs influençant la culture in vitro

*La lumière et la photopériode

La lumière est un facteur déterminant pour la culture in vitro des plantes, elle a une grande influence de par la durée d'exposition (photopériode), selon (Hussey et al., 1981) d'autre part la longueur de jour qui affecte la vigueur et le développement des proliférations et la croissance des cals, cette dernière pourrait aussi contribuer à la formation des cals (Briggs n, 1964), de façon général le début de croissance nécessite une faible intensité lumineuse (500 à 1000 lux) avec 12 à 16 heures de photopériodes (Bommeneni et jauhar, 2003). Lorsqu'il s'agit de préparer la plantule au repotage en serre, il apparaît souvent préférable d'augmenter l'intensité de l'éclairage (par exemple 10000 lux) (Margara ,1989).

*La température

La température de beaucoup de chambres à culture est constante de l'ordre de 22° à 25° C

(Margara ,1989) mais selon LÊ, (1994) des faibles températures de 15° à 20° C stimulant la micro tubérisation chez la pomme de terre, selon (Walali, 1993) pour l'olivier (27° à 28° C) c'est la température optimale.

*Le support de milieux de culture

Les six macroéléments nécessaires à la croissance (N, P, S, K, Mg, Ca) sont absorbés sous forme d'ions (Margara ,1989). Le potassium occupe la première position, il existe dans le milieu sous forme de nitrate ou chlorure avec une concentration de 20 à 30 mM, Il occupe la position du maître cation en relation d'une part avec la préférence de l'absorption qui lui vaut sa grande fusibilité complète d'une sélectivité avec exclusion de d'autre part Na. (Margara ,1989).

Deuxièmement le phosphore est absorbé sous la forme orthophosphorique (H_2PO_4 ou HPO_4), les besoins de la croissance dans les cultures des tissus varient de 1-30Mm, il augmente la densité des racines. Pour le calcium, les besoins en cet élément varient de 1-3 mM, le rôle du calcium, est le maintien de la structure cellulaire. Le magnésium à un rôle de construction de la molécule de chlorophylle et finalement les composés azotiques qui représentent la principale source d'alimentation azotée (Yves, 1984).

* Le saccharose

Pour la culture *in vitro* le saccharose constitue une source d'énergie car la plante n'est pas encore arrivée à satisfaire ses besoins énergétiques, on peut dans un cas particulier utiliser d'autres sources, tels, le galactose et le lactose (**Téoulé, 1993**).

* Les vitamines

En culture *in vitro* certaines vitamines sont favorables aux croissances des tissus, parmi les principales, citons : le thiamine, l'acide nicotinique, la pyridoxine, leurs concentrations sont fréquemment de l'ordre de 1mg/l (**Téoulé., 1993**).

* Les régulateurs de croissances

Les régulateurs naturels de croissances des végétaux, appelés souvent hormones de croissance, se répartissent actuellement en cinq groupes : auxines, cytokinines gibbérellines, acides abscissiques, éthylènes selon (**Margara,1989**). Les facteurs de croissance suivants les auxines (AIA, AIB, AIP) et les cytokinines (la kinésine et la benzylamenopurine) sont des régulateurs de croissance indispensables au bon démarrage et à l'entretien de ces cultures de tissus végétaux *in vitro*. (**Margara,1989**). D'ailleurs, les prédictions de Gottlieb Haberlandt sur la potentialité des cellules végétales n'ont pu recevoir une confirmation qu'à partir de 1939, après la découverte des facteurs de croissance et notamment des auxines (**Tourte et al.,2005**) ces dernières participent à la croissance en augmentant le nombre de cellules et provoquent l'élongation cellulaire. Les cytokinines y sont impliquées en augmentant le nombre de cellules ; ceci fait en fonction de l'équilibre auxines /cytokinines qui détermine l'organogenèse. (**Tourte et al.,2005**).

II.15 Les avantages de la culture *in vitro*

La production *in vitro* plantes pouvait se substituer à la méthode de micro bouturage avec des avantages suivants :

- * La possibilité de conservation de ressources végétales et faire une banque de génotypes et réaliser ainsi des plantations hors la période de croissance (**LÊ et al., 2002**).

- * L'amélioration des conditions sanitaires par les techniques de cultures *in vitro* souvent associées à l'éradication des viroses (**Sibi .,1981**).

- * La propagation végétative des espèces qui ne présentent pas ces capacités en conditions classiques (**Sibi . ,1981**).

- *La multiplication rapide, cette dernière est due à l'augmentation de diffusion cellulaire par ces techniques (**Smith et al.,1985 ; Collet et LÊ, 1988**).

- * La facilité de leur transport d'une région à l'autre ou d'un pays à l'autre. (**LÊ et al., 2002**).

*Pour la pomme de terre la disponibilité de micro tubercules à n'importe quelle époque de l'année et les sèmes directement dans le sol. (Sibi .,1981).

PARTIE
EXPERIMENTATION

III.1 Site d'expérimentation

Les travaux ont été effectués au Laboratoire de chimie des sols de l'Université de Skikda, Département d'agronomie, Faculté des sciences, qui consistait en plusieurs appareils pour l'étude et l'analyse des sols, tels que des pH-mètres, des conductimètres, des balances. Les échantillons à l'étude ont été placés dans les mêmes conditions d'échantillonnage : température, lumière et humidité.

III.2 Matériel utilisée

III.2.1. Matériel de laboratoire

- Conductimètre.
- PH-mètre.
- Thermomètre.
- Balance numérique.
- Pipete.
- Boite de pétré.
- Bicher.
- Papier alimentaire

III.2.2 Les substrats

Eau du robinet.

III.2.3 Matériel végétal

Dans notre étude, nous avons utilisé plusieurs types de légumineuses :

- La fève (*vicia faba*)
- Le petit pois (*pisum sativum*)
- Le haricot type I (*Phseolus vulgaris*)
- Le haricot type II (*Phseolus vulgaris*)
- La lentille (*lens culinaris*)
- Le pois chiche (*cicer arietinum*)

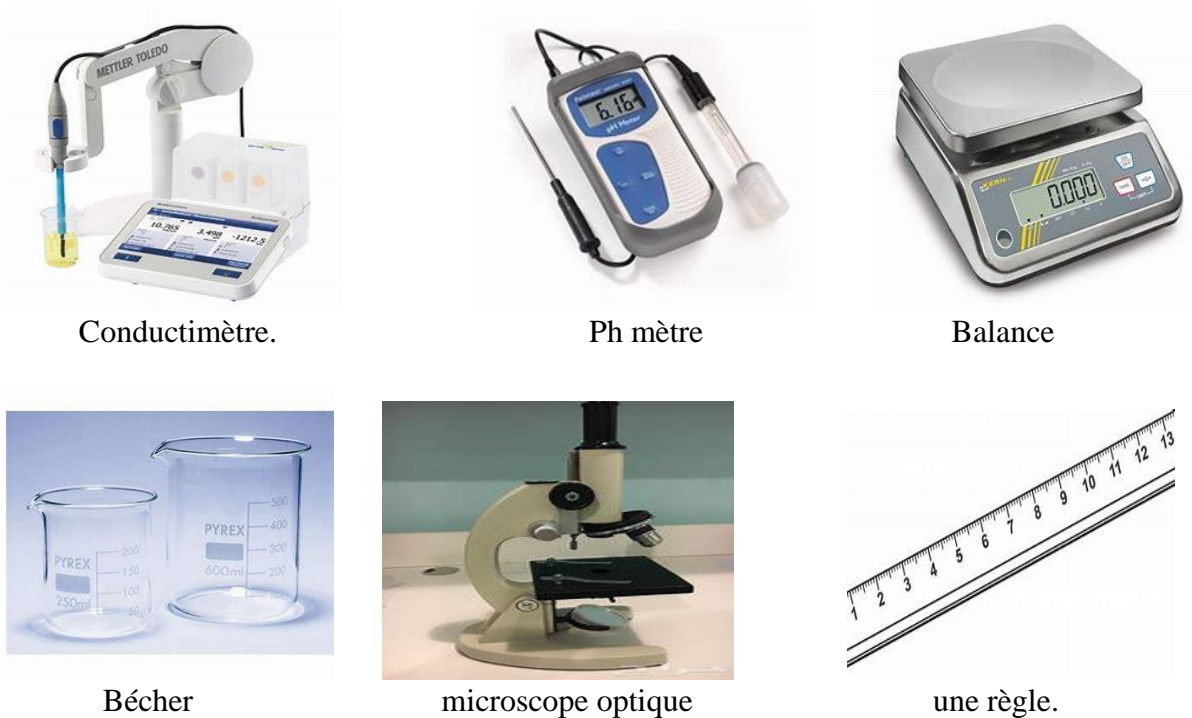


Figure III.1 : Les matériels utilisé dans le laboratoire

III.2.3.1. Caractéristique des variétés :

- La fève (*vicia faba*) : La fève est une plante Dicotylédone, grimpante herbacée annuelle, famille Des Fabaceae (légumineuses) à cycle court, faculté germinative 2 ans, le semis : novembre, récolte : début juin. La fève est très sensible au Mildiou, L'Oïdium et L'Anthracnose et résiste à la chaleur.
- Le petit pois : C'est une culture qui est à la fois belle et bonne. Sima est un pois d'hiver nain qui est particulièrement adapté aux semis d'automne et d'hiver pour une récolte très précoce à partir du mois de mai.
- Le haricot coco rose : Cette variété naine de haricot à écosser, très rustique et productive. Les gousses larges, blanc crème panaché de rouge vif, de 11/13 cm, contiennent des grains roses marbrés de rouge.
- Le haricot Michelet : est une variété de haricot à écosser nain. Le haricot Michelet est, par excellence, le haricot lingot, aussi appelé moquette, excellent pour le cassoulet notamment.

Cette variété de haricot à écosser, le Michelet, produit de longues cosses dont les grains sont appréciés bien frais.

- Le pois chiche : Le pois chiche, *Cicer arietinum* L., est une plante annuelle herbacée à l'aspect d'un petit buisson à port érigé, parfois arbustive.

III.3 Méthode :

III.3.1 Conduite de l'expérience

Les graines de notre légumineuse, sont placées pour la germination dans les boîtes, le substrat se compose de papier mouchoirs inondées avec de l'eau du robinet, les cultures sont menées en laboratoire, la température moyenne est ($T=19^{\circ}\text{C}$). Dans les boîtes le (13/03/2022)

III.3.2. Le protocole expérimental

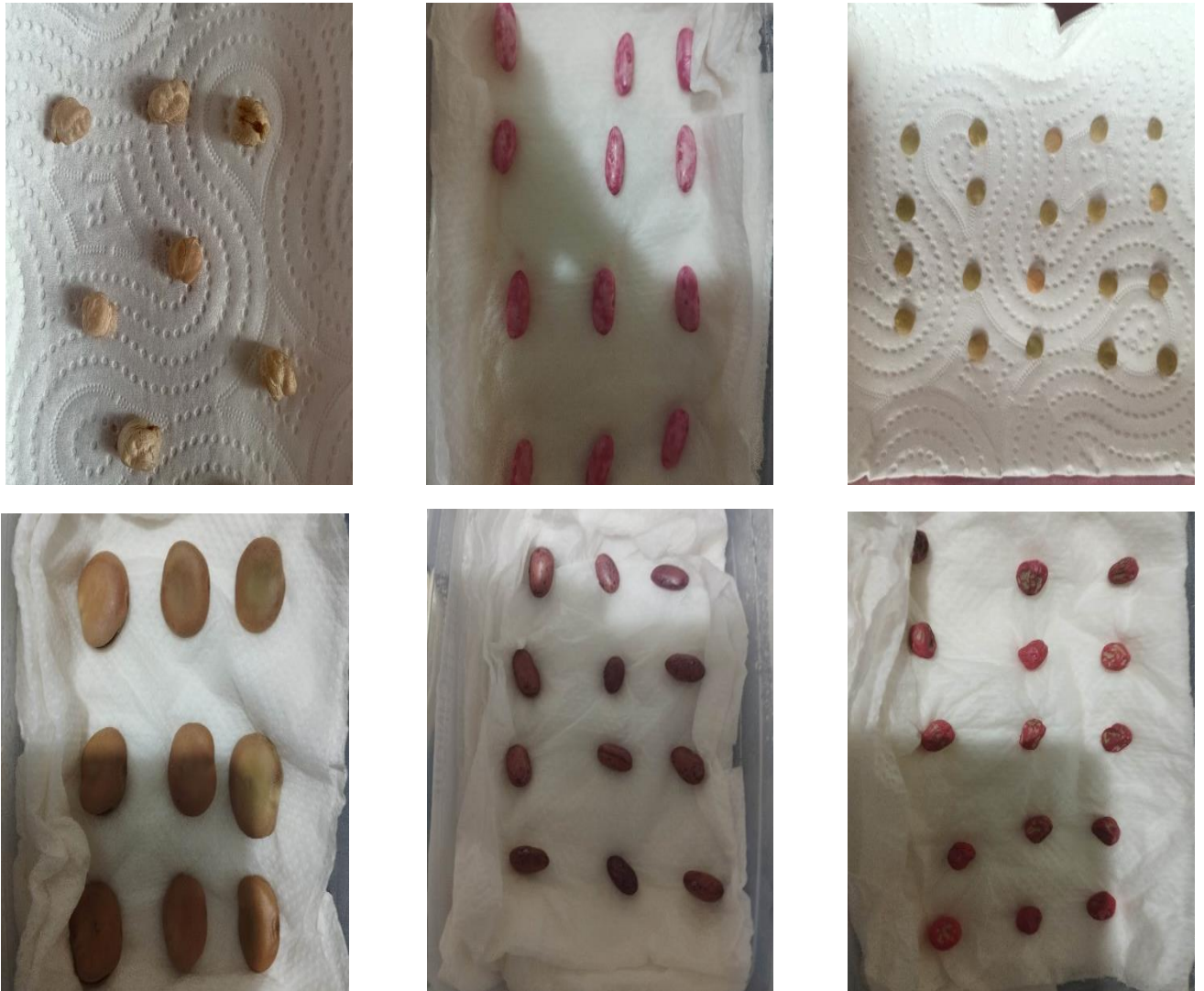


Figure III.2 : Les grains de légumineuse.

manuellement et elle prend 15 jours (Grâce aux conditions défavorables au niveau de laboratoire telle que la température).

Après la germination nous avons semé les plantules (03/04/2022) dans les pots. L'expérience a été réalisée au niveau laboratoire, nous avons germé des grains de fèves, des lentilles, des petits pois, des pois chiches et deux types de haricots. Dans les boîtes le (13/03/2022) après une germination nous avons semé les plantules (03/04/2022) dans des pots.

Après la germination nous avons obtenu des petites plantules de taille moyenne



Figure III.3: Les germes des graines des légumineuses.

Les petites plantules sont cultivées manuellement le 08/01/2023 à température moyenne de (T-21°C) comme celle de suite :

Nous avons préparé des essais à trois (3) répétitions comporte des pots en plastique, après la germination des grains on a obtenu des petites plantules des légumineuses puis on a les placée dans l'eau du robinet.



Photo III.4 : Installation des légumineuses dans les pots

III.4 Les facteurs étudiés

L'objectif de ce travail est la modélisation de la rhizogenèse et la croissance de la biomasse aérienne de six (06) variétés de légumineuses en une culture in vitro à travers plusieurs paramètres, à savoir :

- Longueur des racines ;
- Nombre des racines ;
- La hauteur de tige ;
- Le nombre des feuilles ;
- Le poids de la plante.

III.5 Analyse des données :

Le test de comparaison des moyennes a été réalisé pour voir le développement, la croissance, la biomasse et le système racinaire des plantes (légumineuses) dans un milieu hydroponique et si l'eau normale affecte le développement de certain paramètre mesuré.

La moyenne = $X = \sum X_i / n$

La variance = $\text{var}(X) = \sum [(X_i - x)^2] / n$

L'écart type = $\sqrt{\text{var}(X)} = \sqrt{\sum [(X_i - X)^2] / n}$

IV.1. Résultat

Nous avons suivi six espèces de Fabaceae durant un mois, on a mesuré la longueur des racines, le nombre des racines, la hauteur de tige, le nombre des feuilles et le poids de la plante. Durant cette période on a remarqué certaines variations pour l'ensemble des caractères étudiés.

IV.2 Observation sur la longueur des racines

Nous avons remarqué que la longueur moyenne des racines varie avec le temps pour l'ensemble des espèces. La longueur moyenne la plus élevée est obtenue par le petit pois avec une valeur moyenne de 13,47cm tandis que la valeur la plus faible caractérise les lentilles avec une valeur moyenne de 9,73. Quant aux valeurs intermédiaires d'ordre croissant sont observés chez la fève, Fèves : le nombre varié de 8,33 racines pour la première semaine à 23 racines pour la 4^{ème} semaine.



Figure IV.1 : Les longueurs des racines.

IV.3 Observation sur le nombre des racines

Nous avons remarqué que l'apparition et le nombre des racines est variable entre les différentes variétés. Elles sont de nombre faible et petite de taille au début puis elles deviennent plus nombre avec le temps. La valeur moyenne de nombre des racines varié d'un maximum de 23 à un minimal de 11,33 pour les fèves et les lentilles respectivement.



Figure IV.2 : Les nombres des racines.

IV.4 Observation sur le nombre des feuilles :

Nous avons remarqué que l'apparition et la durée de vie des feuilles des est variable ; elles sont de nombre faible et petite taille au début lorsque la culture produit peu de matière puis lorsqu'elle grandit le rapport de l'offre sur la demande augmente, les feuilles deviennent plus grandes (augmentation de surface : croissance) et nombreux (développement).

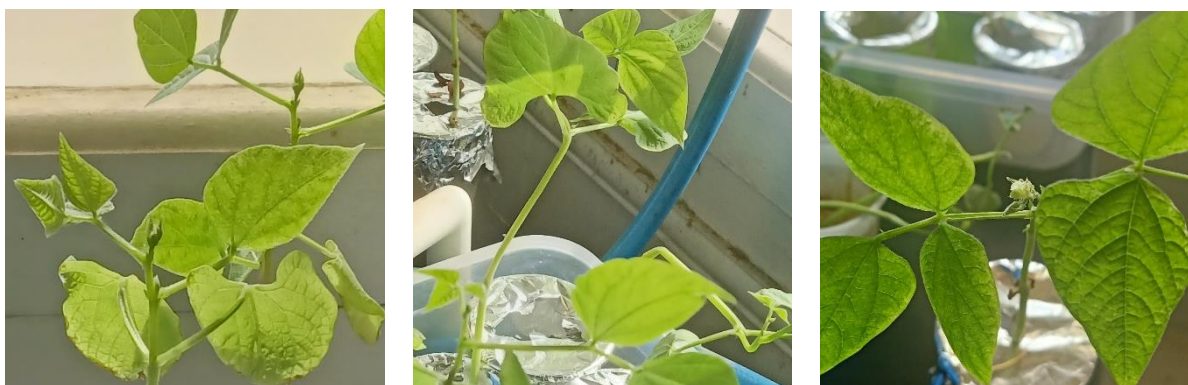


Figure IV.3 : Les nombres des feuilles.

IV.5 Observation sur la longueur des Tiges :

Nous avons remarqué que la longueur moyenne des tiges variées avec le temps pour l'ensemble des espèces. La longueur moyenne la plus élevée est obtenue par le haricot (H1) avec une valeur moyenne de 22,23 cm tandis que la valeur la plus faible caractérise les fèves avec une valeur moyenne de 18,37. Quant aux valeurs intermédiaires d'ordre croissant sont observés chez le haricot (H2) : le nombre varié de 8,77 cm pour la première semaine à 21.87 cm pour la 4 ème semaine.



Figure IV.4 : Les longueurs des tiges.

IV.6 Observation sur les poids des plantes :

Nous avons remarqué que le poids moyenne des plantes varié avec le temps pour l'ensemble des espèces. Le poids moyen le plus élevé est obtenue par la fève avec une valeur moyenne de 4,41 g tandis que la valeur la plus faible caractérise les lentilles avec une valeur moyenne de 1,92 g. Quant aux valeurs intermédiaires d'ordre croissant sont observés chez le pois chiche : le nombre varié de 0,7 g pour la première semaine à 2.93 g pour la 4^{ème} semaine.



Figure IV.5 : Les poids des plantes.

IV.7 Analyse des résultats

Les résultats relatifs des caractères de la rhizogenèse et la croissance de la biomasse aérienne sont présentés par

IV.7.1 La longueur des racines

A. La longueur des racines pour 1^{er} répétition (eau de robinet)

Le tableau IV.1 ci -après représente la longueur moyenne des racines de la 1^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces étudiées (fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche) pendant les 4 semaines d'expérimentation.

Tableau IV.1 : La longueur moyenne des racines de la 1^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d l'expérimentation

	S1	S2	S3	S4	Moyenne	Variance	Ecart type
Fève	4,2	7,2	9,3	10,4	7,78	7,44	2,73
Lentille	1,7	5	7,1	9,2	5,75	10,23	3,20
Haricot 1	2	4	7	10,6	5,90	14,04	3,75
Haricot 2	2,1	3,9	7,2	10,8	6,00	14,70	3,83
Petit pois	3,6	6	8	13,1	7,68	16,32	4,04
Pois chiche	4	9,2	10,1	10,9	8,55	9,68	3,11

Nous observons que la longueur des racines augmente progressivement tout au long de l'expérimentation. La longueur moyenne des racines la plus élevée est notée chez le pois chiche avec une valeur de 8,55 cm. Tandis que la plus faible est celle de la lentille avec une valeur de 5,75 cm. Chez le pois chiche, la longueur des racines passe de 4 à 10,9 cm de la première semaine à la quatrième semaine. En revanche la longueur des racines de la lentille évolue de 1,7 à 9,2 cm de la première semaine à la quatrième semaine.

B. La longueur des racines pour la 2^{ème} répétition (eau de robinet)

Le tableau IV.2 ci -après représente la longueur moyenne des racines de la 2^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces étudiées (fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche) pendant les 4 semaines d'expérimentation.

Tableau IV.2 : La longueur moyenne des racines de la 2^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d l'expérimentation

	S1	S2	S3	S4	Moyenne	Variance	Écart type
Fève	4,5	7,6	9,1	10,4	7,90	6,45	2,54
Lentille	2	5,2	7	9,9	6,03	10,95	3,31
Haricot 1	2,1	3,9	7,3	11,8	6,28	18,22	4,27
Haricot 2	2	4,1	6,9	10,4	5,85	13,23	3,64
Petit pois	3,4	5,9	8,3	13,5	7,78	18,57	4,31
Pois chiche	4,3	6	8,5	13,1	7,98	14,65	3,83

Nous observons que la longueur des racines augmente continuellement tout au long de l'expérimentation. La longueur moyenne des racines la plus élevée est notée chez le pois chiche avec une valeur de 7.98 cm. Tandis que la plus faible est celle de la lentille avec une valeur de

6,03 cm. Chez le pois chiche, la longueur des racines passe de 4,3 à 13,1 cm de la première semaine à la quatrième semaine. En revanche la longueur des racines de la lentille évolue de 2 à 9,9 cm de la première semaine à la quatrième semaine.

C. La longueur des racines pour 3^{ème} répétition (eau de robinet)

Le tableau IV.3 ci -après représente la longueur moyenne des racines de la 3^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces étudiées (fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche) pendant les 4 semaines d'expérimentation.

Tableau IV.3 : La longueur moyenne des racines de la 3^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation

	S1	S2	S3	S4	Moyenne	Variance	Écart type
Fève	4,3	7,1	9	10,2	7,65	6,62	2,57
Lentille	1,9	5	7,2	10,1	6,05	12,02	3,47
Haricot 1	1,9	4	7,5	10,7	6,03	15,05	3,88
Haricot 2	2,4	4,3	7,3	11	6,25	14,10	3,75
Petit pois	3	5,9	8,1	13,8	7,70	20,90	4,57
Pois chiche	4,1	6,2	8,7	13,4	8,10	16,02	4,00

Nous observons que la longueur des racines augmente continuellement tout au long de l'expérimentation. La longueur moyenne des racines la plus élevée est notée chez le pois chiche avec une valeur de 8,1 cm. Tandis que la plus faible est celle de la lentille avec une valeur de 6,05 cm. Chez le pois chiche, la longueur des racines passe de 4,1 à 13,4 cm de la première semaine à la quatrième semaine. En revanche la longueur des racines de la lentille évolue de 1,9 à 10,1 cm de la première semaine à la quatrième semaine.

IV.7.2 Le nombre de feuille

A. Le nombre de feuille pour la 1^{ère} répétition (eau robinet)

Le tableau IV.4 ci -après représente le nombre moyen des feuilles de la 1^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces étudiées (fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche) pendant les 4 semaines d'expérimentation.

Tableau IV.4 : Le nombre des feuilles dans la 1^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation

	S1	S2	S3	S4	Moyenne	Variance	Écart type
Fève	3	9	12	14	9,50	23,00	4,80
Lentille	6	12	15	18	12,75	26,25	5,12
Haricot 1	2	4	7	10	5,75	12,25	3,50
Haricot 2	2	5	6	9	5,50	8,33	2,89
Petit pois	4	12	14	22	13,00	54,67	7,39
Pois chiche	5	8	12	18	10,75	31,58	5,62

Nous observons que le nombre des feuilles augmente continuellement tout au long de l'expérimentation. Le nombre moyen le plus élevée est notée chez le petit pois avec une valeur de 13 feuilles. Tandis que la plus faible est celle d'haricot 2 avec une valeur d'environ 6 feuilles. Chez le petit pois, le nombre de feuilles passe de 4 à 22 feuilles de la première semaine à la quatrième semaine. En revanche la longueur des racines du haricot 2 évolue de 2 à 9 feuilles de la première semaine à la quatrième semaine.

B. Le nombre de feuille pour la 2^{ème} répétition (eau robinet)

Le tableau IV.5 ci -après représente la longueur moyenne des racines de la 1^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces étudiées (fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche) pendant les 4 semaines d'expérimentation.

Tableau IV.5 : Le nombre de feuilles dans la 2^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation

	S1	S2	S3	S4	Moyenne	Variance	Écart type
Fève	4	10	12	15	10,25	21,58	4,65
Lentille	4	7	12	14	9,25	20,92	4,57
Haricot 1	3	5	8	10	6,5	9,67	3,11
Haricot 2	3	4	9	11	6,75	14,92	3,86
Petit pois	5	10	15	21	12,75	46,92	6,85
Pois chiche	4	10	15	19	12	42,00	6,48

Nous observons que le nombre des feuilles augmente continuellement tout au long de l'expérimentation. Le nombre moyen le plus élevée est notée chez le petit pois avec une valeur d'environ 13 feuilles. Tandis que la plus faible est celle d'haricot 1 avec une valeur

d'environ 6 feuilles. Chez le petit pois, le nombre de feuilles passe de 4 à 22 feuilles de la première semaine à la quatrième semaine. En revanche le nombre de feuilles du haricot 1 évolue de 3 à 10 feuilles de la première semaine à la quatrième semaine.

C. Le nombre de feuille pour 3^{ème} répétition (eau robinet)

Le tableau IV.6 ci -après représente la longueur moyenne des racines de la 1^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces étudiées (fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche) pendant les 4 semaines d'expérimentation.

Tableau IV.6 : Les nombres des feuilles dans la 3^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation

	S1	S2	S3	S4	Moyenne	Variance	Écart type
Fève	5	9	13	14	10,25	16,92	4,11
Lentille	5	8	14	17	11	30,00	5,48
Haricot 1	2	4	7	8	5,25	7,58	2,75
Haricot 2	2	4	6	9	5,25	8,92	2,99
Petit pois	6	11	14	23	13,5	51,00	7,14
Pois chiche	5	8	12	17	10,5	27,00	5,20

Nous observons que le nombre des feuilles augmente continuellement tout au long de l'expérimentation. Le nombre moyen le plus élevée est notée chez le petit pois avec une valeur d'environ 13 feuilles. Tandis que la plus faible est celle d'haricot 1 et aussi le haricot 2 avec une valeur d'environ 5 feuilles. Chez le petit pois, le nombre de feuilles passe de 6 à 23 feuilles de la première semaine à la quatrième semaine. En revanche la longueur des racines du haricot 1 et 2 évolue de 2 à 9 feuilles de la première semaine à la quatrième semaine.

IV.7.3 Poids de la plante

A. Poids de la plante pour la 1^{ère} répétition (eau robinet)

Le tableau IV.7 ci -après représente la longueur moyenne des racines de la 1^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces étudiées (fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche) pendant les 4 semaines d'expérimentation.

CHAPITRE IV. RESULTATS ET DISCUSIONS

Tableau IV.7 : Le poids de la plante dans la 1^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation

	S1	S2	S3	S4	Moyenne	Variance	Ecart type
Fève	1,5	2,78	3,98	4,5	3,19	1,79	1,34
Lentille	0,3	0,7	1,2	1,9	1,03	0,48	0,69
Haricot 1	1,1	2,5	3,5	4,3	2,85	1,90	1,38
Haricot 2	1,2	2,58	3,4	4,1	2,82	1,55	1,25
Petit pois	0,5	1,3	2,6	2,92	1,83	1,28	1,13
Pois chiche	0,9	1,5	2,3	2,5	1,80	0,55	0,74

Nous observons que le poids des plantes augmente progressivement tout au long de l'expérimentation. Le poids moyen des plantes le plus élevée est notée chez la fève avec une valeur de 3.19 g. Tandis que la plus faible est celle de la lentille avec une valeur de 1.03 g. Chez la fève, le poids de plante passe de 1.5 à 4.5 g de la première semaine à la quatrième semaine. En revanche la longueur des racines de la lentille évolue de 0.3 g à 1.9 g de la première semaine à la quatrième semaine.

B. Poids de la plante pour la 2^{-ème} répétition (eau robinet)

Le tableau IV.8 ci -après représente le poids des plantes de la 2^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces étudiées (fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche) pendant les 4 semaines d'expérimentation.

Tableau IV.8 : Le poids de la plante dans la 2^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation

	S1	S2	S3	S4	Moyenne	Variance	Ecart type
Fève	1,4	2,7	3,9	4,4	3,1	1,79	1,34
Lentille	0,35	0,72	1,27	1,97	1,0775	0,50	0,70
Haricot 1	1	2,75	3,71	4	2,865	1,83	1,35
Haricot 2	1,1	2,7	3,8	4,2	2,95	1,92	1,39
Petit pois	0,7	1,4	2,35	2,9	1,8375	0,96	0,98
Pois chiche	1	1,4	2,2	2,6	1,8	0,53	0,73

Nous observons que le poids des plantes augmente progressivement tout au long de l'expérimentation. Le poids des plantes le plus élevée est notée chez la fève avec une valeur

de 3.1 g. Tandis que la plus faible est celle de la lentille avec une valeur de 0.35g. Chez la lentille, le poids des plantes passe de 1.4 à 4.4 g de la première semaine à la quatrième semaine. En revanche le poids de la plante de la lentille évolue de 0.35g à 1.97g de la première semaine à la quatrième semaine.

C. Poids de la plante pour 3^{ème} répétition (eau robinet)

Le tableau IV.9 ci -après représente la longueur moyenne des racines de la 1^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces étudiées (fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche) pendant les 4 semaines d'expérimentation.

Tableau IV.9 : Le poids de la plante dans la 3^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation

	S1	S2	S3	S4	Moyenne	Variance	Ecart type
Fève	1,5	2,84	3,89	4,32	3,1375	1,58	1,26
Lentille	0,42	0,75	1,34	1,9	1,1025	0,43	0,65
Haricot 1	1,2	2,84	3,82	4,1	2,99	1,72	1,31
Haricot 2	1	2,9	3,72	4	2,905	1,83	1,35
Petit pois	0,9	1,5	2,33	2,98	1,9275	0,84	0,91
Pois chiche	0,8	1,5	2,4	2,91	1,9025	0,88	0,94

Nous observons que le poids des plantes augmente progressivement tout au long de l'expérimentation. Le poids des plantes le plus élevée est notée chez la fève avec une valeur de 3.13 g. Tandis que la plus faible est celle de la lentille avec une valeur de 0.42 g. Chez la lentille, le poids des plantes passe de 1.5 à 4.32 g de la première semaine à la quatrième semaine. En revanche la longueur des racines de la lentille évolue de 0.42 à 1.9 g de la première semaine à la quatrième semaine.

IV.7.4 La longueur des tiges

A. La longueur des tiges pour 1er essais (eau robinet)

Le tableau IV.10 ci -après représente la longueur moyenne des tiges de la 1^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces étudiées (fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche) pendant les 4 semaines d'expérimentation.

Tableau IV.10 : La longueur des tiges dans la 1^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation

	S1	S2	S3	S4	Moyenne	Variance	Ecart type
Fève	8	11	15,3	17,9	13,05	19,43	3,82
Lentille	6,5	15	17,8	23,5	15,70	50,13	6,13
Haricot 1	7,9	15,8	16,5	21,7	15,48	32,43	4,93
Haricot 2	8,3	16,2	18	21,9	16,10	32,70	4,95
Petit pois	4	7	13	19	10,75	44,25	5,76
Pois chiche	7	13	17	22	14,75	40,25	5,49

Nous observons que la longueur des tiges augmente progressivement tout au long de l'expérimentation. La longueur moyenne des tiges la plus élevée est notée chez le haricot 2 avec une valeur de 16.10 cm. Tandis que la plus faible est celle de la lentille avec une valeur de 5,75 cm. Chez le petit pois, la longueur des tiges passe de 8.3 cm à 21.9 cm de la première semaine à la quatrième semaine. En revanche la longueur des racines de petit pois évolue de 4 à 19 cm de la première semaine à la quatrième semaine.

B. La longueur des tiges pour la 2^{ème} répétition (eau robinet)

Le tableau IV.11 ci -après représente la longueur moyenne des tiges de la 1^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces étudiées (fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche) pendant les 4 semaines d'expérimentation.

Tableau IV.11 : La longueur des tiges dans la 2^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation

	S1	S2	S3	S4	Moyenne	Variance	Ecart type
Fève	8,9	11,6	16	18,2	13,68	17,66	3,64
Lentille	6	14,5	18,1	23	15,40	51,41	6,21
Haricot 1	8	16	17	23	16,00	38,00	5,34
Haricot 2	9,5	17,2	19	21	16,68	25,29	4,36
Petit pois	4,5	7,8	14	20	11,58	47,06	5,94
Pois chiche	5,5	14	18	21	14,63	45,23	5,82

Nous observons que la longueur des tiges augmente progressivement tout au long de l'expérimentation. La longueur moyenne des tiges la plus élevée est notée chez le haricot 2 avec une valeur de 16.68 cm. Tandis que la plus faible est celle de la lentille avec une valeur de 11, 58 cm. Chez le petit pois, la longueur des tiges du haricot 2 passe de 9,5 cm à 21 cm de la première semaine à la quatrième semaine. En revanche la longueur des tiges du petit pois évolue de 4.5 cm à 20 cm de la première semaine à la quatrième semaine.

C. La longueur des tiges pour 3^{ème} répétition (eau robinet)

Le tableau IV.12 ci -après représente la longueur moyenne des racines de la 1^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces étudiées (fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche) pendant les 4 semaines d'expérimentation

Tableau IV.12 : La longueur des tiges dans la 3^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d l'expérimentation

	S1	S2	S3	S4	Moyenne	Variance	Écart type
Fève	9	11,7	16,8	19	14,13	21,02	3,97
Lentille	5,5	14,8	17	20	14,33	39,16	5,42
Haricot 1	9	14	18	22	15,75	30,92	4,82
Haricot 2	8,5	14,9	18,5	22,7	16,15	36,17	5,21
Petit pois	5	8	10	17	10,00	26,00	4,42
Pois chiche	5,3	14,6	16,8	19,8	14,13	39,16	5,42

Nous observons que la longueur des tiges augmente progressivement tout au long de l'expérimentation. La longueur moyenne des tiges la plus élevée est notée chez le haricot 2 avec une valeur de 16.15 cm. Tandis que la plus faible est celle du petit pois avec une valeur de 10,00 cm. Chez le petit pois, la longueur des racines du haricot 2 passe de 8,5 cm à 22,7 cm de la première semaine à la quatrième semaine. En revanche la longueur des racines de la lentille évolue de 5 cm à 17 cm de la première semaine à la quatrième semaine.

IV.7.5 Le nombre des racines

A. Le nombre des racines pour 1^{er} répétition (eau robinet)

Le tableau IV.13 ci -après représente le nombre des racines de la 1^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces étudiées (fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche) pendant les 4 semaines d'expérimentation

Tableau IV.13 : Les nombres de racines dans la 1^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d l'expérimentation

	S1	S2	S3	S4	Moyenne	Variance	Écart type
Fève	7	13	18	22	15	42,00	6,48
Lentille	3	7	9	11	7,5	11,67	3,42
Haricot 1	4	16	20	28	17	100,00	10,00
Haricot 2	7	17	21	27	18	70,67	8,41
Petit pois	4	7	10	13	8,5	15,00	3,87
Pois chiche	6	8	10	12	9	6,67	2,58

Nous observons que le nombre des racines augmente progressivement tout au long de l'expérimentation. Le nombre moyen des racines le plus élevée est notée chez le haricot 2 avec une valeur de 18 racines. Tandis que la plus faible est celle de la lentille a une valeur de 11 racines. Chez le haricot 2, le nombre de racine passe de 7 racines à 27 racines de la première semaine à la quatrième semaine. En revanche le nombre des racines de la lentille évolue de 3 racines à 11 racines de la première semaine à la quatrième semaine.

B. Le nombre des racines pour 2^{ème} répétition (eau robinet)

Le tableau 14 ci -après représente le nombre moyen des racines de la 2^{ème} répétition pour l'ensemble des espèces étudiées (fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche) pendant les 4 semaines d'expérimentation

Tableau IV.14 : Le nombre des racines dans la 2^{-ème} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d l'expérimentation

	S1	S2	S3	S4	Moyenne	Variance	Écart type
Fève	8	12	17	23	15	42,00	6,48
Lentille	4	7	9	11	7,75	8,92	2,99
Haricot 1	7	15	19	25	16,5	57,00	7,55
Haricot 2	9	17	21	29	19	69,33	8,33
Petit pois	5	9	11	14	9,75	14,25	3,77
Pois chiche	5	7	9	11	8	6,67	2,58

Nous observons que le nombre des racines augmente progressivement tout au long de l'expérimentation. La longueur moyenne des racines la plus élevée est notée chez le haricot 2 avec une valeur de 19 racines. Tandis que la plus faible est celle de la lentille avec une valeur de 7 racines. Chez le haricot, le nombre des racines passe de 9 racines à 29 racines de la

première semaine à la quatrième semaine. En revanche la longueur des racines de la lentille évolue de 4 racines à 11 racines de la première semaine à la quatrième semaine.

C. Le nombre des racines pour 3^{-ème} répétition (eau robinet)

Le tableau IV.15 ci -après représente la longueur moyenne des racines de la 1^{ère} répétition pour l'ensemble des espèces étudiées (fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche) pendant les 4 semaines d'expérimentation

Tableau IV.15 : Les nombres des racines dans la 3^{-ème} répétition pour l'ensemble des espèces sur les quatre semaines d'expérimentation

	S1	S2	S3	S4	Moyenne	Variance	Écart type
Fève	9	13	18	24	16	42,00	6,48
Lentille	4	8	10	12	8,5	11,67	3,42
Haricot 1	5	12	17	23	14,25	58,25	7,63
Haricot 2	6	14	17	25	15,5	61,67	7,85
Petit pois	6	10	11	13	10	8,67	2,94
Pois chiche	6	8	10	12	9	6,67	2,58

Nous observons que la longueur des racines augmente progressivement tout au long de l'expérimentation. La longueur moyenne des racines la plus élevée est notée chez le pois chiche avec une valeur de 8,55 cm. Tandis que la plus faible est celle de la lentille avec une valeur de 5,75 cm. Chez le pois chiche, la longueur des racines passe de 4 à 10,9 cm de la première semaine à la quatrième semaine. En revanche la longueur des racines de la lentille évolue de 1,7 à 9,2 cm de la première semaine à la quatrième semaine.

IV.8 Discussion

IV.8.1 Rhizogenèse

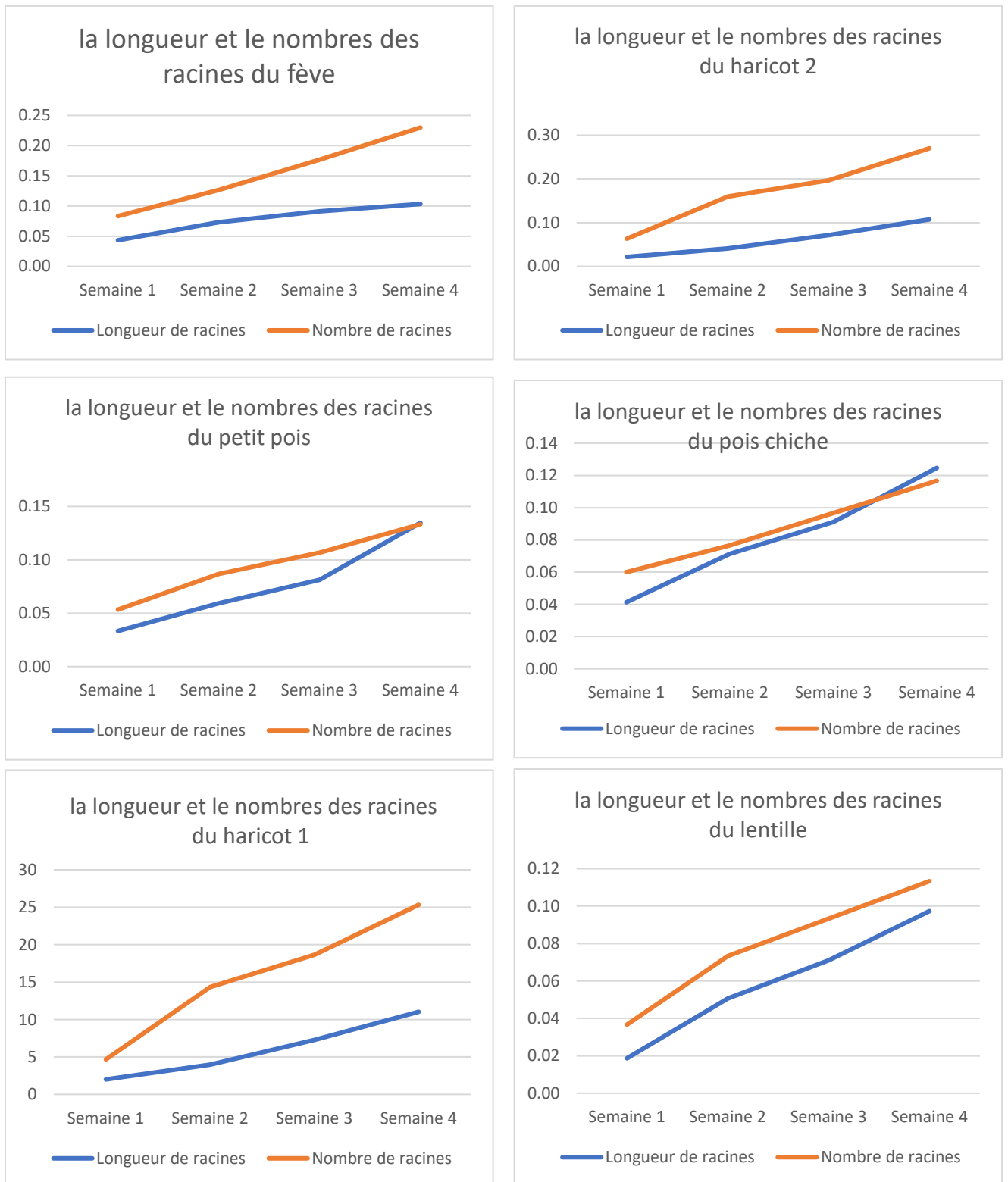


Figure IV.6 : la longueur et le nombres des racines respectivement pour les espèces fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche (eau de robinet)

Les figures précédentes représentent les variations de la rhizogenèse in vitro de six espèces de *Fabaceae* étudiées (eau de robinet), impliquant la longueur et le nombre des racines sur une période de quatre semaines.

La longueur moyenne des racines variée avec le temps, variation significative, elle passe d'une moyenne initiale de (4,33/1,78/2,17/3,33/4,13) en première semaine respectivement pour les espèces fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche à une moyenne finale de (10,33/9,73/11,03/10,73/13,47/12,47) respectivement pour les espèces fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche en quatrième semaine. En revanche, le nombre des racines augmente aussi une variation significative dans le temps, allant d'une moyenne initiale de (8,33/3,67/4,67/5,33/6,0) en première semaine respectivement pour les espèces fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche à une moyenne finale (23/11,33/25,33/27/13,33/11,67 cm) respectivement pour les espèces fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche en quatrième semaine

IV.8.2 Biomasse aérienne

Les figures suivantes représentent les variations de la biomasse aérienne in vitro de six espèces de *Fabaceae* étudiées (eau de robinet), impliquant la longueur de tige et le nombre des feuilles sur une période de quatre semaines.

La longueur moyenne de tige varie avec le temps, variation significative, elle passe d'une moyenne initiale de (8,63/6/8,3/8,77/4,5/5,93 cm) en première semaine respectivement pour les espèces fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche à une moyenne finale de (18,37 /22 ,17 /22,23 /21,87 /18,67 / 20,93 cm) respectivement pour les espèces fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche en quatrième semaine. En revanche, le nombre des feuilles monte aussi une variation significative avec le temps, allant d'une moyenne initiale de (4/5/2,3/2,33/5/4,7cm) en première semaine respectivement pour les espèces fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche à une moyenne finale au quatrième semaine (14,33/16,33/9,33/9,67/22 /18 feuilles) respectivement pour les espèces fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche.

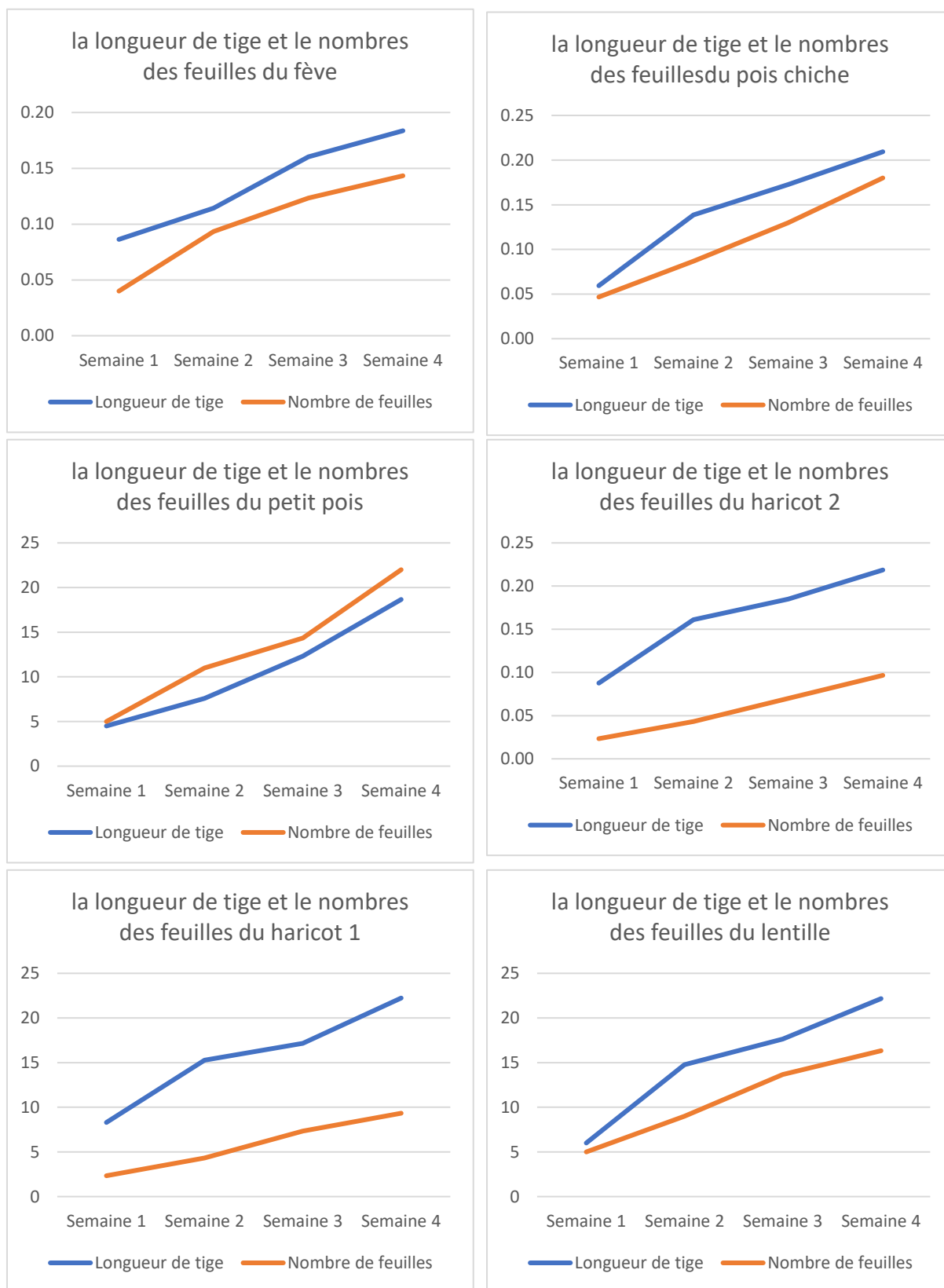


Figure IV.7 : la longueur de tige et le nombres des feuilles respectivement pour les espèces fève, lentille, haricot 1, haricot 2, petit pois, pois chiche (eau de robinet)

IV.9 L'analyse de variance de résultats

Tableau IV.16 : Analyse de la variance de la longueur des racines

<i>Source des variations</i>	<i>SCE</i>	<i>DDL</i>	<i>CM</i>	<i>F Obs</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>	<i>Signification 5%</i>
Entre Groupes (Semaine)	225,72	3	75,24	48,31	2,39	3,09	
A l'intérieur des groupes	31,145	20	1,55				
Total	256,86	23					

Tableau IV.17 : Analyse de la variance de nombre des racines

<i>Source des variations</i>	<i>SCE</i>	<i>DDL</i>	<i>CM</i>	<i>F Obs</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>	<i>Signification 5%</i>
Entre Groupes (Semaine)	530,13	3,00	176,71	7,61	0,00137644	3,10	
A l'intérieur des groupes	463,98	20,00	23,20				
Total	994,11	23,00					

Tableau IV.18 : Analyse de la variance de nombre des feuilles

<i>Source des variations</i>	<i>SCE</i>	<i>DDL</i>	<i>CM</i>	<i>F Obs</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>	<i>Signification 5%</i>
Entre Groupes (Semaine)	403,50	3,00	134,50	12,2	0,000092	3,10	
A l'intérieur des groupes	220,48	20,00	11,02				
Total	623,98	23,00					

Tableau IV.19 : Analyse de la variance de la longueur des tiges

<i>Source des variations</i>	<i>SCE</i>	<i>DDL</i>	<i>CM</i>	<i>F Obs</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>	<i>Signification n 5%</i>
Entre Groupes (Semaine)	403,50	3	134,50	12,20	0,000092	3,10	
A l'intérieur des groupes	220,48	20	11,02				
Total	623,98	23					

Tableau IV.20 : Analyse de la variance de poids de plantes

<i>Source des variations</i>	<i>SCE</i>	<i>DDL</i>	<i>CM</i>	<i>F Obs</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>	<i>Signification 5%</i>
Entre Groupes (Semaine)	20,54	3	6,85	9,12	0,00052	3,10	
A l'intérieur des groupes	15,00	20	0,75				
Total	35,54	23					

IV.10 Etude mathématiques et numérique du modèle

IV.10.1 Biomasse aérienne

Selon (Wallach et al, 2005)

Pour le modèle PBM

$$Q_n = LUE \ln(1 - \exp(-k \cdot LAL))$$

Q_n = la quantité de biomasse

($k \cdot LAL_n$) : développement de longueur des tiges et le nombre des feuilles.

LUE.I : l'environnement (lumière et eau)

Ce modèle se développe de façon exponentielle

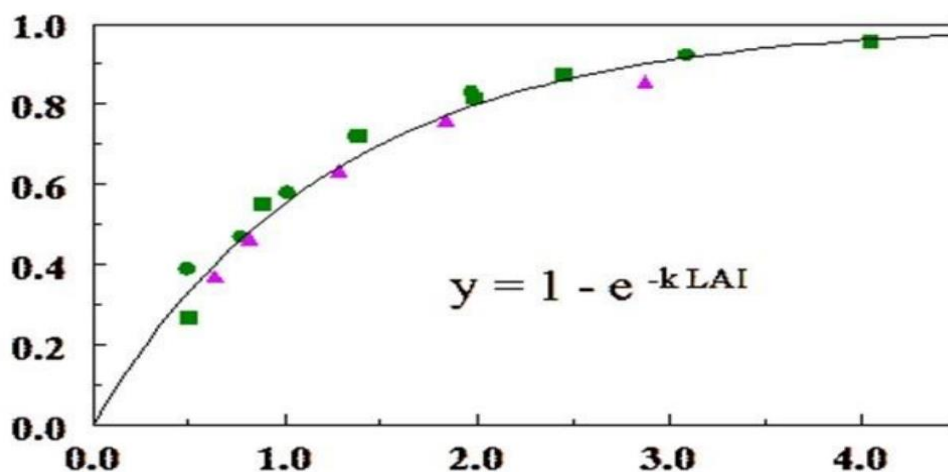


Figure IV.8 : production de biomasse aérienne : croissance (wallach et al,2005)

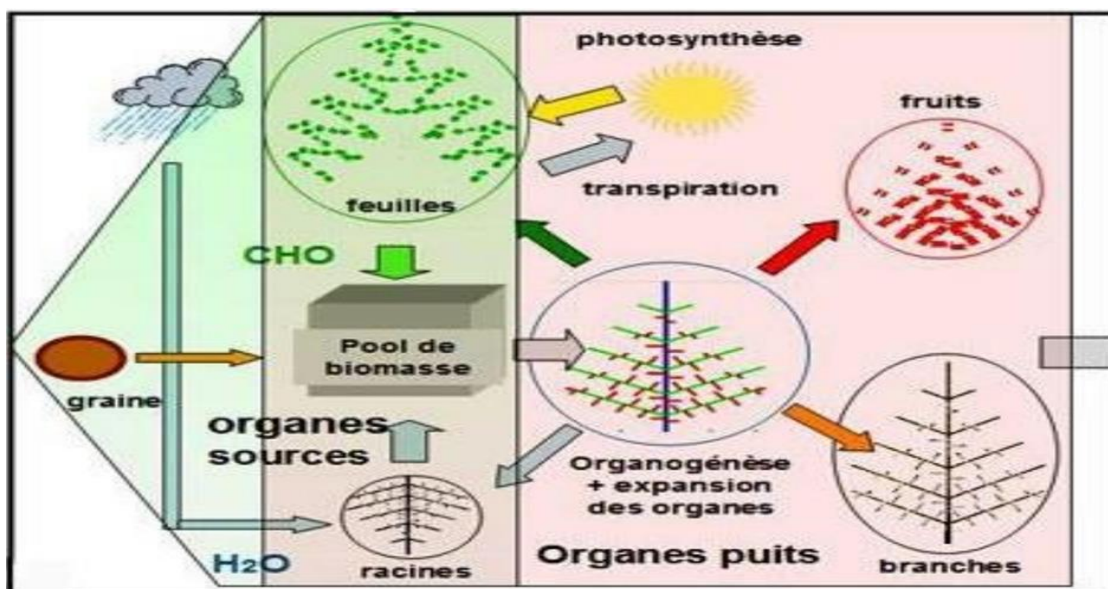


Figure IV.9 : système dynamique de la croissance des plante (wallach et al,2005)

Par comparaison : notre modèle c'est :

$$Q_n \text{ (quantité de biomasse)} = LUE \cdot \ln(1 - \exp(-ROTA) + (k \cdot T))$$

LUE.In, : ne pas calculée (conditions non contrôlé)

K.LAI_n : le nombre des feuilles.

K.T_n : longueur des tiges

Notre modèle est varié de façons exponentielles

IV.10.2 Rhizogenèse

Selon (Wallach et al, 2005)

Pour le modèle PBM

$$Q_n = LUE \ln(1 - \exp(-k \cdot LAI))$$

Q_n = la quantité de biomasse

($K \cdot LAI_n$) : développement de longueur et le nombre des racines .

LUE.I : l'environnement (lumière et eau)

Ce modèle se développe de façon exponentielle

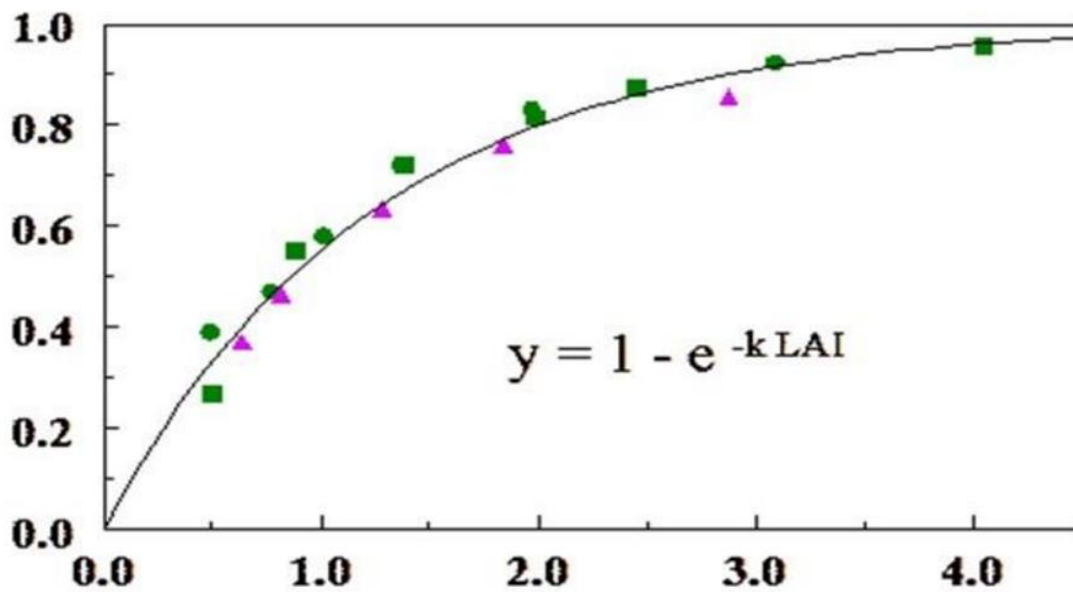


Figure IV.10 : production de biomasse (Rhizogenèse): croissance (wallach et al,2005)

Par comparaison : notre modèle c'est :

$$Q_n \text{ (quantité de biomasse)} = LUE \cdot \ln(1 - \exp(-K \cdot T_n))$$

LUE.In, : ne pas calculée (conditions non contrôlé)

$K \cdot LAI_n$: le nombre des racines.

$K \cdot T_n$: longueur des racines

Notre modèle est varié de façons exponentielles

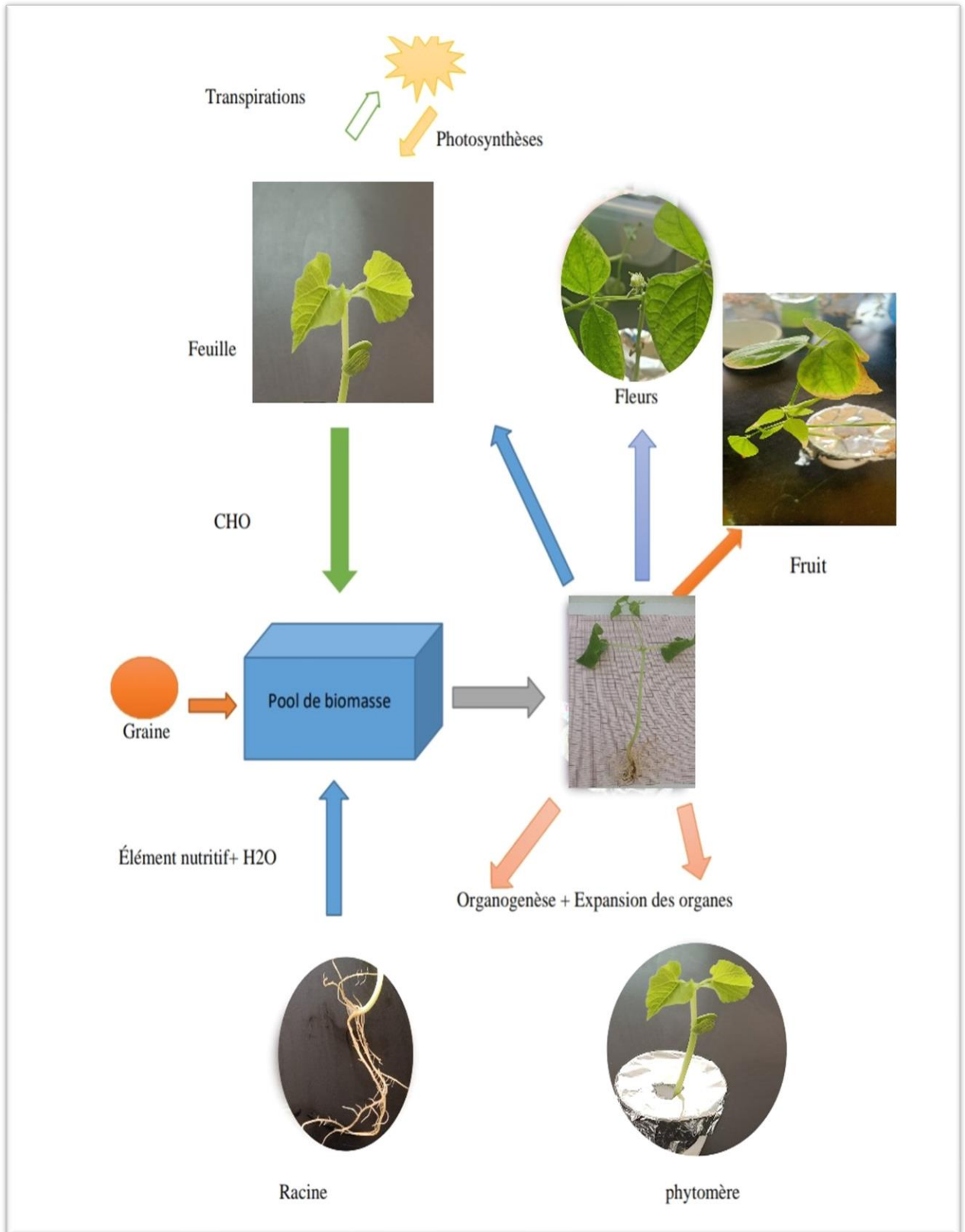


Figure IV.11 : système dynamique de e croissance de la culture de fabaceae

CONCLUSION

GENERAL

CONCLUSION GENERALE

Le présent travail vise à étudier la modélisation de la rhizogènes et la croissance de la biomasse aérienne chez une culture in vitro de quelques *Fabaceae* dans le cadre de l'utilisation d'Excel.

Dans notre étude, nous avons discuté de la modélisation numérique dans le domaine agricole et identifié les principaux modèles de croissance des racines et la biomasse aérienne, et présenté une méthodologie pour le développement de modèles.

Pour notre expérimentation, nous avons sélectionné six espèces de la famille des *Fabaceae*, que nous avons cultivées in vitro en utilisant exclusivement de l'eau du robinet. Notre objectif était de suivre le développement des racines et de la biomasse aérienne de ces plantes. La période d'étude s'est étendue sur les 30 premiers jours de la culture. Pour évaluer la croissance des plantes, nous avons mesuré plusieurs caractéristiques clés, notamment la longueur de la tige, le nombre de feuilles, la longueur des racines et le nombre de racines. Ces paramètres nous ont permis de quantifier et de comparer la croissance des différentes espèces de *Fabaceae* dans notre expérience.

La période d'études s'étale sur les premier 30 jours de la culture, et cela à travers les caractères ci-après :

- longueur de tige
- nombre de feuilles ;
- longueur de la racine ;
- nombre des racines ;
- poids de plante.

Après notre analyse, nos deux hypothèses peuvent être confirmées :

- * les racines et la biomasse aérienne grandissent continuellement (jour en jour)
 - * Les espèces ont utilisé pratiquement les mêmes stratégies de réponses aux conditions de la culture hydroponique de notre expérimentation (eau de robinet) mais avec des degrés différents. Ainsi, les simulations utilisant ce modèle pourront prédire l'adaptation et la réussite des *Fabaceae* in vitro uniquement avec l'eau de robinet. Pour une meilleure réussite de légumineuse in vitro on suggère d'enrichir l'eau de robinet avec de fertilisants soluble.
- plante avec l'évolution de son environnement tout au long de son cycle de croissance. Nous avons simplifié nos questions, ce qui sera un point de départ pour notre travail. Enfin, pour que le nouveau chercheur évite les erreurs et les obstacles que nous avons rencontrés, nous suggérons :

CONCLUSION GENERALE

- * Essayez de contrôler les conditions environnementales (lumière et température.)
- * Stérilisation des graines avant la germination pour éviter la contamination par des maladies et des champignons.
- * En utilisant des méthodes plus avancées et sophistiquées telles que des logiciels.

Références bibliographique

- **ABID D., ET CHayab Z.,2015.** L'effet de l'application de la technique de la brindille sectionnée sur certaines propriétés du sol et des plantes Pommes de terre de la variété Kuroda et le fève de la variété Histal. 2ème Master .01/06/2015, Univ : ELOUADI
- **BRISSON N., MARY B., RIPOCHE D., JEUFFROY M H., RUGET F., NICOULLAUD B., GATE P., DEVIENNE-BARRET F., ANTONIOLETTI R., DURR C., RICHARD G., BEAUDOIN N., RECOUS S., TAYOT X., PLENET D., CELLIER P., MACHET J M., MEYNARD J M., DELECOLLE R., 1998.** STICS : à generic model for the simulation of crops and their water and nitrogen balances.1. Theory and parameterization applied to wheat and corn; Agronomy Vol.18; pp 311-346.
- **Jones J.W., Antle J.M., Basso B., Boote K.J., Conant R.T., Foster I., Charles H., Godfray J. Herrero M., Howitt R.E., Janssen S., Keating B.A., Munoz-Carpena R., Porter C.H.,Rosenzweig C. & Wheeler T.R., 2016.** Toward a new generation of agricultural system data,models, and knowledge products: State of agricultural systems science. Agsy.
- **Varella H., Guérif M. & Buis S., 2008.** Global sensitivity analysis (gsa) measures the quality of parameter estimation. case of soil parameter estimation with a crop model. Int. Geosci. Remote Sens. Symp. 3(1), 310–319.
- **Jame Y.W. & Cutforth H.W., 1996.** Crop growth models for decision support systems. Can.J. Plant Sci. 76(1), 9–19
- **Jamieson, P.D., M.A. Semenov, I.R. Brooking, and G.S. Francis. 1998 .** SIRIUS: a mechanistic model of wheat response to environmental variation. European journal of agronomy 8:161-179
- **Passioura, J.B., 1996.** Simulation models: Science; snake oil, education, or engineering Agronomy Journal 88, 690-694.
- **Hammer, G.L., Kropff, M.J., Sinclair, T.R., Porter, J.R., 2002.** Future contributions of crop modelling - from heuristics and supporting decision making to understanding genetic regulation and aiding crop improvement. European Journal of Agronomy 18, 15-31.
- **Jeuffroy, M.-H., Bergez, J.-E., David, C., Flénet, F., Gate, P., Loyce, C., Maupas, F., Meynard, J.M., Reau, R., Surleau-Chambenoit, C., 2008.** Utilisation des modèles pour l'aide à la conception et à l'évaluation d'innovations techniques en production végétale : bilan et perspectives. In : Reau, R. and Doré, T. (Eds.), Systèmes de culture innovants et durables : Quelles méthodes pour les mettre au point et les évaluer ? Educagri, Dijon, pp 110-128.
- **GREINER R. ,1998.** Catchement management for dryland salinity control: model analysis for Liverpool plains in New South Wales; Agri.Syst.56;225p

- **Wang, E., Engel, T., 2002.** Simulation of growth, water and nitrogen uptake of a wheat crop using the SPASS model. *Environmental Modelling & Software* 17, 387-402.
- **Brisson, N., Wery, J., Boote, K., 2006.** Fundamental concepts of crop model - illustrated by a comparative approach. In: Wallach, D., Makowski, D., and Jones, J.W. (Eds.), *Working with dynamic crop models*. Elsevier, Amsterdam, pp 257-280.
- **Jeuffroy, M.H., and S. Recous. 1999.** Azodyn: a simple model simulating the date of nitrogen deficiency for decision support in wheat fertilization. *European journal of agronomy* 10:129-144.
- **Jaeger, M. et de Reffye, P. 2012.** La modélisation et la simulation de la croissance des plantes, d'un système dynamique à un système complexe. *Rencontres nationales en systèmes complexes*. 2-5
- **Wallach, D. 2005.** The two forms of crop models., , In J. W. Jones, ed. *Working with crop models. Evaluating, analysis, parametrisation, and applications*, Elsevier ed p. 3-10
- **Fry J., Guber A.K., Ladoni M., Munoz J.D. & Kravchenko A.N., 2017.** Geoderma The effect of up-scaling soil properties and model parameters on predictive accuracy of DSSAT crop simulation model under variable weather conditions. *Geoderma* 287, 105–115.
- **Semenov M.A., Jamieson P.D. & Martre P., 2007.** Deconvoluting nitrogen use efficiency in wheat: A simulation study. *Eur. J. Agron.* 26(3), 283–294.
- **Mirschel W., Wieland R., Wenkel K.O., Nendel C. & Guddat C., 2014.** YIELDSTAT - A spatial yield model for agricultural crops. *Eur. J. Agron.* 52, 33–46
- **Asseng S. & Turner N.C., 2007.** Modelling Genotype × Environment × Management Interactions to Improve Yield, Water Use Efficiency and Grain Protein in Wheat. *Scale Complex. Plant Syst. Res. Gene-Plant-Crop Relations* 91–102.
- **Wallach D., Buis S., Lecharpentier P., Bourges J., Clastre P., Launay M., Bergez J.E., Guerif M., Soudais J. & Justes E., 2011.** A package of parameter estimation methods and implementation for the STICS crop-soil model. *Environ. Model. Softw.* 26(4), 386–394.
- **Bergez, J.E., F. Garcia, and D. Wallach. 2005.** Représentations and optimisations management de decisions with crop models, p. 173-205, In J. W. Jones, ed. *Working*

with dynamic crop models. Evaluation, analysis, parametrization, and applications., Elsevier ed.

- **BERT F E., LACIANA C E., PODESTA G P., SATORRE E H., MENEDEZ A N., 2007.**sensitivity of CERES-Maize simulated yields to uncertainty in soil properties and daily solar radiation; *Agricultural systems* Vol.94(2); pp141-150.
- BRISSON N., RUGET F., GATE P., LORGEOU J., NICOUILLAUD B., TAYOT X., PLENET D., JEUFFROY M H., BOUTHIER A., RIPOCHE D., MARY B., JUSTES E., 2002. STICS: à generic model for simulating crops and their water and nitrogen balances. II. Model validation for wheat and maize; *Agronomy* Vol.22; pp 69-92
- **Ledent, J-F. 2002.**CERES-Maize model. Short communication UCLouvain La Neuve
- **LAMBONI M., MAKOWSKI D., LEHUGER S., GABRIELLE B., MONOD H., 2009.** Multivariate global sensitivity analysis for dynamic crop models; *Field Crops Research* Vol.113; pp 312-320
- **BOUMAN H., VAN KEULEN H., VAN LAAR, AND R. RABBINGE., 1996.** The school of de with crop growth simulation models: A pedigree and historical overview. *Agricultural Systems*, 52(2-3) : pp 171-198.
- **COURNEEDE V., LETORT A., MATHIEU M., KANG S., LEMAIRE S., TREVEZAS F., HOULIER P., DIGIPLANTE F., 2011.**some parameter estimation issues in function -structural plant modelling.*Mathematical Modelling of Natural Phenomena*,vol.6,2:pp 113-159.
- MAILHOL P., RUELLE S., WALSER N., SCHUTZE AND C., 2011. Dejean. Analysis of act and yield predictions under surface and buried drip irrigation systems using the crop model pilote and hydrus-2d. *Agricultural Water Management*, 98(6): pp 1033-1044
- **Turc and Lecoeur, 1997; Turc, and Lecoeur, J. 1997.** Leaf primordium initiation and expanded leaf production are co-ordinated through similar response to air temperature in pea (*pisum sativum* l.). *Annals of Botany*, 80 :265–273.
- **Lifermann, 1975 : Lifermann, J. 1975.** Les syst`emes discrets. Masson
- **Verwaerde, 1997 ; Verwoerd, D. 1997.** Modelés différentiels et optimisation. Ecole Centrale Paris
- **BARTHELEMY D., CARAGLIO Y., AND COSTES E., 1997.** Architecture, gradient Morphogénétiques et âge physiologique chez les végétaux. In Bouchon.,

editor, Modélis et simulation de l'architecture des végétaux, Sciences Update. Pp 89-136.

- **Reffye et al., 2003** : Reffye (de), P., Goursat, M., Quadrat, J., and Hu, B. (2003). The Dynamic Equations of the Tree Morphogenesis Greenlab Model. Technical Report 4877, INRIA.
- **KANG M., COURNEEDE P., LE ROUX J., REFFYE D.E.P., AND HU B., 2004.** Theoretical study and numerical simulation of a stochastic model for plant growth. In CARI04, Tunisia.
- **CHELLE M., 2005.** Phylloclimate or the climate perceived by individual plant organs: What is it? How to model it? What for? *New Phytologist*, 3(166)
- **CARAGLIO Y. AND BARTHELEMY., 1997.** Revue critique des termes relatifs à la croissance et à la ramification des tiges des végétaux vasculaires. In Bouchon, J., editor, Modélisation et simulation de l'architecture des végétaux, Sciences Update, pp 89-136. INRA.
- **GOYOAGA C., BURBANO C., CUADRADO C., ROMERO R., GUILLAMO'N E., VARELA A., PEDROSA M.M. et MUZQUIZ M., 2011.** Content and distribution of protein, sugars and inositol phosphates during the germination and seedling growth of two cultivars of *Vicia faba*. *Journal of Food Composition and Analysis* 24,391–397.
- **BOUMAN H., VAN KEULEN H., VAN LAAR, AND R. RABBINGE., 1996.** The school of de Wit with crop growth simulation models: A pedigree and historical overview. *Agricultural Systems*, 52(2-3) : pp 171-198.
- **Marcelis, E. Heuvelink, and J. Goudriaan.** Modelling of biomass production and yield of horticultural crops: a review. *Scientia Horticulturae*, 74 :83–111, 1998.
- **Van Ittersum, P. Leffelaar, H. Van Keulen, M. Kropff, L. Bastiaans, and J. Goudriaan.** On approaches and applications of the Wageningen crop models. *European Journal of Agronomy*, 18(3-4):201–234, 2003.
- **Lindenmayer.** Mathematical models for cellular interactions in development. i. filaments with one-sided inputs. *Journal of Theoretical Biology*, 18 :280–289, 1968a.
- **Borchert and H. Honda.** Control of development in the bifurcating branch system of *Tabebuia rosea*. *Botanical Gazette*, 145(2)

- **Kurth.** 1994; Morphological models of plant growth: Possibilities and ecological relevance. *Ecological Modelling*, 75/76 :299–308. 184–195, 1984.
- **Sievanen, J. Perttunen, E. Nikinmaa, and P. Kaitaniemi.** Toward extension of a single tree functional-structural model of scots pine to stand level: effect of the canopy of randomly distributed, identical trees on development of tree structure. *Functional Plant Biology*, 35(10):964–975, 2008. 10. Integrated pest management in faba bean. *Field Crops Research* 11, 308-318.
- **Godin and H ;2005.** Sinoquet. Functional-structural plant modelling. *New Phytologist*, 166 :705–708.
- **Hanan; 2008.** and P. Prusinkiewicz. Foreword: studying plants with functional-structural models. *Functional Plant Biology*, 35(10) :vi–viii
- **Feng. 2011;** Combining an empirical crop model with a functional structural plant model to account for individual variability. PhD thesis, CIRAD, UMR AMAP (Montpellier).
- **Baey, A;2012.** Didier, L. Song, S. Lemaire, F. Maupas, and P.-H. Corned. Evaluation of the predictive capacity of five plant growth models for sugar beet. In *IEEE 4th International Symposium on Plant Growth Modeling, Simulation, Visualization and Applications*.
- **basso B., Ritchie J.T., Grace P.R. & Sartori L., 2006.** Simulation of tillage systems impact on soil biophysical properties using SALUS model. *Riv. Agron.* 4, 677–688.
- **BRISSON N., LAUNAY M., BEAUDOIN N., 2008.** Conceptual basis, formalizations and parameterization of STICS crop model; Editions QUAE; ISSN/177367923; 223p.
- **BRISSON N., RUGET F., GATE P., LORGEOU J., NICOULLAUD B., TAYOT X., PLENET D., JEUFFROY M H., BOUTHIER A., RIPOCHE D., MARY B., JUSTES E., 2002.** STICS: à generic model for simulating crops and their water and nitrogen balances. II. Model validation for wheat and maize; *Agronomie* Vol.22; pp 69-92.
- **Augé, R.,** Beauchesne, G., Boccon-Gibod, J., Decourtye, L., Digat, B., Jalouzot, R., Minier,

R., Morand, J-CI., Reynoird, J.P., et Strullu, D.G. (1989). La culture in vitro et ces applications horticoles. 3ème édition revue, corrigée et augmentée. Ed. Tec et Doc. Lavoisier
225p.

- **Margara J.**, 1989. Base de la multiplication végétatives. Les méristèmes et l'organogénèse. Institut National de la recherche Agronomique.
- **Jay allemend, C.**, Capelli, P., et Cornu, D; (1992). Root development of in vitro hybrid walnut microcutting in vermiculite containing gelrite medium. Sta d'amélioration des arbres forestiers INRA, 45160. Ardon France. Scienda horticulura. 51(3-4): 335-342.
- **criban, R.** (1988). Biotechnologie. 3ème édition revue, corrigée et augmentée. Ed. Tec et Doc. Paris 400p.
- **Larpent-Gourgaud, M.**, Sanglier, J.J. (1992). Biotechnologie Principes et méthodes ; doin éditeurs-paris. 344p.
- **Ferry, M.**, Bouguedoura, N., et El Hadrami, I. (1998). Patrimoine génétique et - technique de propagation in-vitro pour le développement de la culture du palmier dattier. Numéro spécial oasis Secheresse. 9 (2) :139-146.
- **Semal, J.** (1998). Reproduire à l'identique : Mythe et réalité Cahier Agriculture. 7p
- **Margara, F.** (1982). La multiplication végétative in-vitro. Aspects généraux. Agro. 15 : - 701-711.
- **Boxus, P.** (1995). Multiplication végétative : micro propagation et embryogénèsesomatique in biotechnologies végétales. BV 93, Ed Cned. AupelfUref. 191p.
- **Skirvin, R.M.**, Cogner, M., Norton, A.M, Motoika, S., et Gorvin, D. (2000). Somaclonal variation: do we know what causes it. AgbiotechNet. V12 ABNO 48.
- **Saadi, A.** (1991). Régénération de plantes de pois *Pisum sativum* L par embryogénèse 121somatique. Thèse de doctorat. Paris Grignon. 162p
- **Toute, Y.**, et Tourte, C. (1998). Génie génétique et biotechnologies : concepts et méthodes. Applications à l'agronomie te aux bio-industries. Ed. Dunod. Paris 209p.

- **Limasset, P.**, et Cornuet, P. (1949). Recherche du virus de la mosaïque du Tabac dans les méristèmes des plantes infectées. CR. Ac. Sci. Paris. 228 : 1971-1972
- **Camefort, H.** (1977). Morphologie des végétaux vasculaires. Ed Doin. 418p.
Carneiro, F.M. (1999). Advances in coffee biotechnology. Agbiotechnet V (1) CAB international.
- **Schmid, J.**, et Keller, E. (1984). Nouvelles possibilités pour l'amélioration et la multiplication des plantes : les cultures de tissus et de cellules. Revue Suisse Agriculture. - 13(6) : 265-272.
- **Fletcher, P.J.**, Fletcher, J.D., et Cross, R.J. (1998). Potato germplasm in-vitro storage and virus reduction. Journal of crop and horticultural science. 26 (3): 249-252.
- **Belanger, I.A.** (1998). Enjeux du développement des recherches fondamentales : qu'avons-nous appris en analysant le génome d'*Arabidopsis thaliana* Agronomie 6
- **Evans, D.A.**, Sharp, W.R., et Flien, C.E. (1989). Growth and behaviour of cell cultures: embryogenesis and organogenesis in Plant tissue culture, methods and application agricultures. Throupe T.A. Ed Academic press. pp 45 113.
- **Engelman, F.** (1986). Cryoconservation des embryons somatiques de palmier à huile. Mise au point des conditions de suivi et de reprise. These de doctorat d'université. Univ. Parie 6.226p.
- **Franclet, A.** (1980). Colloque international sur la culture in vitro des essences forestières. AFOLE, Nangis. France. P55-56.
- **Hussey, G** et Stacey ,N J .,1981.In vitro propagation of potato (*Solanum tuberosum*) of potato of photoperiod on in vitro tuberisation of potato- *S. tuberosum*- .JEA Seabrook shirlyn m CD. levey .1993. plant cell m tissue and organe culture .1993.34; 43-51.
- **Bommineni U R**, Jauhar PP., 2003.Regeneration of plant through isolated scirtelum culture of durum. Wheat. Plant sci .116 ; 197.
- **Walali Loudyi D.**,1993. La multiplication in vitro des espèces ligneuses : état actuel et perspectives de développement. Edt AUPELF-UREF. John Libby Euronext, Paris, pp 399-409.
- **Yves C.** ,1984. La culture sans sol .in science et vie, hors-série (la nouvelle botanique) mars 1984, 146 :68-75.

- **Téoulé E.**,1999. Biotechnologie et Amélioration des plantes in Biotechnologie Seriban R. EdT TEC &DOC p 565-589.
- **Tourte Y**, Bordonneau M, Henry M., 2005. Le monde des végétaux, organisation, physiology et génétique. Édition Dunod. P 384.
- **LÊ C, L**, Thomas, D, Nowbuth, L ., 2002. Conservation des pomme de terre in vitro et caractérisation des variétés cultivées en suisse .suisse Agric 34(3):133-136.
- **Sibi M.**,1981. Hérité de variants épi géniques obtenus par culture des tissus in vitro chez les végétaux supérieurs. Thèse Doct ès Sci; Univ Paris ŔSud, Orsay, 280 p.
- **Smith R.H**, Bhaskaran S, Miller F.R., 1985. Screening for drought tolerance in Sorghum activity: localization using cell culture. In Vitro Cell.Dev. Biol .21 :541-545.
- **Teggar Naima**, 2015. Etude de l'effet du stress salin sur la nodulation et sur quelques paramètres biochimiques et morphologiques de la Lentille (*Lens culinaris L*). Mémoire de magister, spécialité : Biologie Végétale, option : Écophysiologie Végétale, Université d'Oran.
- **Ozenda P.**, 1991. Flore et végétation du Sahara. Paris : 3ème édition CNRS. 279-280 p.
- **Cronk Q., Ojeda I., Pennington R. T., 2006.** Legume comparative genomics: progress in phylogenetics and phylogenomics. Curr Opin Plant Biol 9, 99-103
- **Spichiger R.E., Savolainen V.V., Figiat M., Jean Monod D., 2004.** Botanique systématique des plantes à fleurs : une approche phylogénétique nouvelle des Angiospermes des régions tempérées et tropicales. Lausanne : 3ème édition presses revue et corrigée polytechniques et universitaires romandes. 202-206 p.
- **Marouf A., Reynaud J., 2007.** La botanique de A à Z : 1662 définitions. Paris: Dunod.106 p.
- **Quézel, P. et Santa, S., 1962.** Nouvelle flore d'Algérie et des régions désertiques méridionales Tome I. Paris : Centre National de la Recherche Scientifique. 462-558 p
- **Guignard J., Dupont F., 2004.** Botanique- systématique moléculaire- Ed. Masson.13è édition.

- **Baudoin J.P., 2001.** Contribution des ressources phytogénétiques à la sélection variétale de légumineuses alimentaires tropicales. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ* ; 5(4) : 221-230.
- **Ejigui J., Desrosiers T., Savoie L., Marin J., 2007.** Improvement of the nutritional quality of a traditional complementary porridge made of fermented yellow maize (*Zea mays*): Effect of Maize-legume combinations and traditional processing methods. *Food Nutr Bull* 28(1):23–34.
- **Paul, K. H., Dickin K. L., Ali N. S., Monterrosa E. C., Stoltzfus R. J., 2008.** Soy and rice-based processed complementary food increases nutrient intakes in infants and is equally acceptable with or without added milk powder. *J Nutr* 138 ,1963-1968.
- **Hamadache A., Boulafa H., Aknine M., 1997.** Mise en évidence de la période de sensibilité maximale du pois chiche d’hiver envers les mauvaises herbes annuelle dans la zone littorale. *Céréaliculture*. 31. In : MAOUGAL R. T.2004: Techniques de production d’inoculum Rhizobial. Etude de cas pois chiche (*Cicer arietinum*. L) : Inoculation et nodulation : magister en biotechnologies végétales -Université Mentouri, Constantine. Algérie.p15.
- **Zhu ,Lin, A., Y.and Tong, Y., 2005.** Evaluation of genotoxicity of combined soil pollution by cadmium and imidacloprid. *Sci. China Ser. C (Life Sci.)*. 48(0),7-13
- **Doyle J.J, Luckow M.A., 2003.** The rest of the iceberg. Legume diversity and evolution in a phylogenetic context. *Plant Physiol* 131: 900–10.
- **Peirs C., 2005.** Contribution a l’étude phytochimique de *Galega officinalis* L.
- **Broughton W.J., Hernandez G., Blair M., Beebe S., Gepts P., Vanderleyden J., 2003.** Beans (*Phaseolus* spp.). Model food legumes. *Plant and Soil* 252: 55–128.
- **Journet E.P., El-Gachtouli N., Vernoud V., de Billy F., Pichon M., Dedieu A., Judd W.S., Campbell C.S., Kellogg E.A., Stevens, P., 2002.** Botanique systématique. une perspective phyllogénétique. *Systematics and Geography of Plants*, 72(1), 242-243.
- **Baudoin J.P., 2001.** Contribution des ressources phytogénétiques à la sélection variétale de légumineuses alimentaires tropicales. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ* ; 5(4) : 221-230.

- **Lazrek Benfriha F., 2008.** Analyse de la diversité génétique et symbiotique des populations naturelles tunisiennes de *Medicago truncatula* et recherche de QTL liés au stress salin. Thèse de Doctorat- Université Toulouse III - Paul Sabatier, France. 254p.
- **Djebali, N., 2008.** Etude des mécanismes de résistance de la plante modèle *Medicago truncatula* vis-à-vis de deux agents pathogènes majeurs des légumineuses cultivées : *Phoma medicago* et *Aphanomyces euteiches*. Thèse de Doctorat. Université de Toulouse-Paul III; Sabatier. France 184p.
- **Dommergues Y., Dreyfus B., Hoang Gia Diem et Duhoux E., 1985.** Fixation de l'azote et agriculture tropicale. Présentation de nouvelles plantes fixatrices d'azote, mise au point complète sur les symbioses fixatrices d'azote atmosphérique et leur fonctionnement. *La Recherche*, n° 162, pp. 22 - 31.
- **Vance C.P., Graham P.H., and Allan D.L., 2000.** *Biological Nitrogen Fixation: Phosphorus - A Critical Future Need?* In: Nitrogen Fixation: From Molecules to Crop Productivity. Current Plant Science and Biotechnology in Agriculture. 38, Springer Netherlands, 509-514p.
- **Obaton, 1980.** Activité nitrate réductase et nitrogénase en relation avec la photosynthèse et les facteurs de l'environnement, Bulltin ASF, 55-60.
- **Costa N. L., Magalhaes J. A., Pereira R. G. A. & Townsend C. R., 2006.** Effect of stocking rate on the productive performance of Morada Nova ewes - 59 - grazing *Brachiaria humidicola* (Rendle) Schweick., *REDVET*, 7 (8).
- **Saskatchewan Agriculture and Food, and University of Saskatchewan, 2000.** Shafique U.R., Ch. Muhammad., Altaf. .Karyotype studies in *Lens culinaris* Medik ssp *Macrosperma* cv. Lairdxprecoz. Pak-j.Bot, 1994, 26 (2), 347-352.
- **Toklu F, Tuba BB et Karaköy T (2009)** Agro-morphological characterization of the Turkish lentil landraces. African Journal of Biotechnology 8(17):4121-4127.
- **Vandenberg A., and Sinkard A.E., 1990.** Genetics of seed coat colour and pattern in lentil. Journal of Heredity 81, 484-488.
- **Laumonnier, 1979 :** Cultures légumières et maraîchères, Tome III. Ed.J.B. BAILLIERE, 276p.
- **Peron, J-Y., 2006.** Productions Légumières. Ed. Lavoisier, 613p.

- **Brink, M., Bellay, G.** 2006. Ressources Végétales de l'Afrique tropicale 1 : Céréales et légumes Secs, porta, pays bas, pp.221-223.
- **DOMINIQUE M.,** 2010. Les productions légumières. Educagri. Dijon. 163 p.
- **PATRICK M., DELVAUX C.,** 2008. Le truffaut : Encyclopédie pratique illustrée du jardin. 41^{ème} édition. Larousse.Paris.850p.
- **COUPLÉN F. ET MARMY F.,** 2009. Jardinez au naturel. Le jardin bio facile, 249p
- **Mezani S.,** 2011. Bioécologie du bruche de la fève *Bruchus rufimanus* Both. (Coleoptera : Bruchidae) dans des parcelles de variétés de fèves différentes et de féverole dans la région de Tizi-Rached (Tizi-Ouzou). Thèse. Magister. Uni. Mouloud Maameri, 8 (114) p.
- **Chaux, C., Foury, C.** 1994. Production légumière : légumineuses potagères, Légumes fruits, Lavoisier. Paris. Pp. 4-8.
- **Jaiswal R. and Singh N.P.** 2001. Plant Regeneration from NaCl Tolerant Callus/Cell Lines of Chickpea, International Chickpea and Pigeonpea, Newsletter 8. ICRISAT (International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics). 73 p.
- **. Prioul, s. Frankewitz, a. Deriot, g. Morin, g. Baranger, a.** 2004. Mapping of quantitative trait loci for resistance to *mycosphaerella pinodes* in pea (*pisum sativum*), at the seedling and adult plant stage. Theor appl genet, 108: 1322-1344.
- **Ferdaous, m.** 2005. Amélioration génétique de quelques génotypes de pois protéagineux. Universitaires européennes. France, 91p.
- **Xing, c. Schumacher, f.r. xing, g. Lu, q. Wang, t. Elston, r.c.** 2005. Comparaison of microsatellites, simple-sequence repeat polymorphisms (ssr) and composite markers derived from snps in linkage analysis. Bms genet, 6: s29.

Résumé

Le développement de l'agriculture a conduit à la découverte de techniques modernes dans le domaine agricole pour améliorer la quantité et la qualité du produit. Parmi ces techniques figure la modélisation numérique, qui repose sur la formation d'un ensemble des relations mathématiques d'écrivant un phénomène végétal. Tels que la croissance des plantes (l'apparition des feuilles, phytomère), Les modèles agricoles sont réalisés par des méthodes pédagogiques simples, des méthodes de recherche et des méthodes de contrôle des plantes. Nous avons fait une expérience sur six (06) espèces des plantes de légumineuse et étudier leur croissance pendant 30 jours dans un milieu hydroponique (l'eau du robinet seul). L'étude a été menée dans le laboratoire de chimie du sol à l'université 20 août 1955 à Skikda, Les graines ont été mises à germer dans des boîtes de Pétri dans un milieu humide constitué de (papier absorbant + eau du robinet).

Le résultats recueillis à travers cette étude montre l'existence d'une variabilité phénotypique inter spécifique notable pour l'ensembles des caractères étudiés basé sur un modèle exponentiel . Les espèces ont utilisé pratiquement les mêmes stratégies de réponses aux conditions de la culture hydroponique de notre expérimentation (eau de robinet) mais avec des degrés différents. Les plantes ont présenté un bon développement racinaire et une biomasse aérienne importante, ce qui signifie l'adaptation et la réussite des *Fabaceae* à la culture hydroponique. Donc cette réussite uniquement avec de l'eau de robinet nous mène à prévoir d'obtenir des résultats meilleurs en ajoutant des apports nutritifs solubles.

Mots clés : Modélisation, Rhizogenèse, Croissance, Biomasse aérienne, Culture in vitro, *Fabaceae*.

Abstract

The development of agriculture has led to the discovery of modern techniques in the agricultural field to improve the quantity and quality of the produce. Among these techniques is digital modeling, which is based on the formation of a set of mathematical relationships describing a plant phenomenon. For example, plant growth (leaf appearance, phytomer). Agricultural models are created using simple pedagogical methods, research methods, and plant control methods. We conducted an experiment on six (06) legume plant species and studied their growth for 30 days in a hydroponic medium (tap water only). The study was conducted in the soil chemistry laboratory at the 20th of August 1955 University in Skikda. The seeds were germinated in Petri dishes in a moist environment consisting of absorbent paper and tap water.

The results obtained from this study show the existence of significant inter-specific genotypic variability for all the studied characteristics based on a exponential model. The species practically used the same response strategies to the hydroponic culture conditions of our experimentation (tap water), but with different degrees. The plants showed good root development and significant above-ground biomass, indicating the adaptation and success of *Fabaceae* in hydroponic culture. Therefore, this success with tap water alone leads us to anticipate better results by adding soluble nutrient inputs.

Key words: Modeling, Rhisogenesis, Growth, Above-ground Biomass, In vitro Culture, *Fabaceae*.

المخلص

تطوير الزراعة أدى إلى اكتشاف تقنيات حديثة في مجال الزراعة لتحسين كمية وجودة المنتجات. ومن بين هذه التقنيات التصميم الرقمي، الذي يستند إلى تكوين مجموعة من العلاقات الرياضية التي تصف ظاهرة نباتية، مثل نمو النباتات (ظهور الأوراق، وحدة النمو). يتم إنشاء نماذج زراعية باستخدام طرق تعليمية بسيطة وطرق بحثية وطرق لمراقبة النباتات. قمنا بإجراء تجربة على ستة أنواع من النباتات البقولية ودرسنا نموها لمدة 30 يومًا في وسط مائي طريقة الزراعة المائية (ماء الحنفية فقط). تم إجراء الدراسة في مختبر كيمياء التربة في جامعة 20 أوت 1955 في سكيكدة. تم تنبيت البذور في صحنون بتري في بيئة رطبة تتألف من ورقة امتصاص وماء الحنفية. تُظهر النتائج التي تم الحصول عليها من هذه الدراسة وجود تباين وراثي بين الأنواع المختلفة ذو أهمية ملحوظة لجميع الخصائص المدروسة بناءً على نموذج اسي . استخدمت الأنواع تقريبًا استراتيجيات الاستجابة نفسها لظروف زراعة المائية في تجربتنا (الماء الحنفية) ولكن بدرجات مختلفة.

أظهرت النباتات تطورًا جيدًا للجذور وكتلة حيوية هوائية كبيرة، مما يشير إلى تكيف ونجاح البقوليات في زراعة المائية. لذا، يؤدي هذا النجاح باستخدام ماء الحنفية وحده، إلى توقع حصول نتائج أفضل عند إضافة مواد غذائية قابلة للذوبان.

الكلمات المفتاحية: النمذجة، التكون الجذري، النمو، الكتلة العضوية الهوائية، الزراعة المخبرية، البقوليات